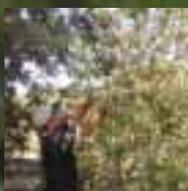


VIVERO FORESTAL: PRODUCCIÓN DE PLANTAS NATIVAS A RAÍZ CUBIERTA



AUTORES:

IVÁN QUIROZ MARCHANT
EDISON GARCÍA RIVAS
MARTA GONZÁLEZ ORTEGA
PATRICIO CHUNG GUIN-PO
HERNÁN SOTO GUEVARA

CENTRO TECNOLÓGICO DE LA PLANTA FORESTAL

INFOR Sede Bío-Bío
CONCEPCIÓN
Octubre 2009

ÍNDICE

	<i>Pág.</i>
1. INTRODUCCIÓN	13
2. CARACTERIZACIÓN DE LAS SEMILLAS	17
2.1 Procedencia	17
2.2 Tipo de áreas semilleras	18
2.2.1 Árboles semilleros	18
2.2.2 Áreas productoras de semilla	18
2.2.3 Huertos semilleros	19
2.2.4 Huertos semilleros clonales	19
2.3 Métodos de recolección de semillas	20
2.4 Época de colecta de semillas	21
2.5 Manejo de frutos y semillas	22
2.5.1 Limpieza previa de impurezas	22
2.5.2 Extracción de la semilla	23
2.5.3 Limpieza de las semillas post-extracción	24
2.5.4 Proceso de secado	25
2.5.5 Análisis de laboratorio	26
2.5.6 Almacenamiento de las semillas	29
2.5.7 Estimación de requerimientos de semilla	30
2.6 Latencia de la semilla	31
2.6.1 Latencia por la cubierta de las semillas o exógena	31
2.6.2 Latencia morfológica o endógena	32
2.6.3 Latencia Interna	32
2.6.4 Latencia combinada morfofisiológica	32
2.6.5 Latencia combinada exógena - endógena	32
2.7 Germinación de las semillas	33
2.8 Tratamientos pregerminativos	34
2.8.1 Lixiviación o remojo en agua	34
2.8.2 Estratificación	34
2.8.3 Escarificación	35
2.8.4 Remojo en hormonas o estimuladores de crecimiento	36

3.	CARACTERIZACIÓN DE LAS PLANTAS	41
3.1	Tipo de producción	41
3.2	Indicadores de calidad	43
3.2.1	Diámetro de cuello (DAC)	43
3.2.2	Altura	43
3.2.3	Razón altura/diámetro (A/D)	43
3.2.4	Razón tallo/raíz (T/R)	43
3.2.5	Volumen de raíz	44
3.2.6	Índice de Calidad de Dickson (IC)	44
3.3	Estándares de producción de plantas	45
4.	PRODUCCIÓN DE PLANTAS A RAÍZ CUBIERTA	49
4.1	Producción	49
4.1.1	A cielo abierto	49
4.1.2	A cielo cubierto	50
4.1.2.1	Sombreadero	50
4.1.2.2	Invernadero	50
4.2	Sustrato	52
4.3	Contenedores	54
4.3.1	Tipos de envases	56
4.3.2	Selección de envases	57
4.3.3	Ubicación	58
4.3.4	Llenado	58
4.4	Siembra y repique	58
5.	MICORRIZACIÓN	63
5.1	Asociaciones micorrícicas de importancia	63
5.1.1	Ectomicorrizas	64
5.1.2	Endomicorrizas	66
5.2	Micorrización en vivero	66
5.3	Tipos de inóculo de hongos ectomicorrícicos	67
5.3.1	Micorrización mediante suelo de bosque	68
5.3.2	Micorrización mediante esporas	69
5.3.3	Micorrización mediante micelios	71
6.	FERTILIZACIÓN	75
6.1	Estado nutricional	76
6.1.1	Nutrientes Esenciales	77
6.1.2	Absorción y Utilización de Nutrientes	77
6.1.3	Macronutrientes y Micronutrientes	80
6.1.4	Quelatos	80
6.1.5	Rol Fisiológico de los Nutrientes	80
6.2	Programas de fertilización	84

7.	RIEGO	89
	7.1 Suministro de agua	89
	7.1.1 Contenido total de sales solubles	89
	7.1.2 Proporción de sodio	90
	7.2 Riego	90
	7.2.1 Frecuencia y Cantidad de Riego	90
	7.2.2 Sistema de Riego	91
8.	CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES	95
	8.1 Hongos	95
	8.2 Insectos	96
	8.3 Nemátodos	97
9.	COSECHA TRANSPORTE Y ALMACENAMIENTO	101
	9.1 Acondicionamiento	101
	9.2 Cosecha	101
	9.3 Transporte	102
	9.4 Almacenamiento	102
10.	ANEXOS	107
	10.1 Protocolo de producción de plantas hualo	107
	10.1.1 Siembra y Sustrato	108
	10.1.2 Riego	108
	10.1.3 Fertilización	109
	10.1.4 Tratamientos Preventivos	109
	10.1.5 Crecimiento de Plantas de Hualo	110
	10.2 Protocolo de producción de plantas de pitao	110
	10.2.1 Siembra y Sustrato	112
	10.2.2 Riego	112
	10.2.3 Fertilización	112
	10.2.4 Tratamientos Preventivos	114
	10.2.5 Crecimiento de Plantas de Pitao	114
	10.3 Hongos micorrícicos asociados a <i>Nothofagus</i>	115
11.	BIBLIOGRAFÍA	119

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Áreas Productoras de Semilla (Castillo y Moreno, 2000; Molina <i>et al.</i> , 2007).	20
Cuadro 2	Época de colecta y métodos de recolección de algunas especies del bosque nativo chileno (Donoso y Cabello, 1978; Donoso, 1979; Garrido, 1981; Hoffmann, 1994 y 1995; INFOR-CONAF, 1998a, 1998b, 1998c, 1998d, 1998e; Hechenleitner <i>et al.</i> , 2005).	23
Cuadro 3	Número semillas por kilogramo de algunas especies nativas chilenas (Donoso, 1979; Garrido, 1981; Donoso <i>et al.</i> , 1986; López <i>et al.</i> , 1986a y 1986b; FAO, 1998; Sandoval y Orellana, 1999; Olivares <i>et al.</i> , 2005).	28
Cuadro 4	Especies nativas y tipo de latencia (Santelices <i>et al.</i> , 1995; Arnold, 1996; Cabello y Camelio, 1996; Figueroa y Jaksic, 2004; Olivares <i>et al.</i> , 2005).	33
Cuadro 5	Tratamientos pregerminativos y germinación para especies nativas chilenas (Moreno y Ramírez de Arellano, 1976; Donoso, 1979; Garrido, 1981; López, 1983; Donoso y Escobar, 1986a y 1986b; Donoso <i>et al.</i> , 1992a, Santelices <i>et al.</i> , 1995; Cabello y Camelio, 1996; Figueroa <i>et al.</i> , 1996; Stevens, 1996; Orellana, 1996; Subiri, 1997; FAO, 1998; Le Quesne y Medina, 1998; Figueroa, 2000; Fuentes, 2001; Saldías, 2004; Figueroa y Jaksic, 2004; Olivares <i>et al.</i> , 2005; Hernández, 2007).	36
Cuadro 6	Respuesta de tratamientos pregerminativos y germinación de algunas especies nativas forestales resultantes de estudio realizados por el Centro Tecnológico de la Planta Forestal de INFOR (2009).	38
Cuadro 7	Principales características de los sistemas de producción de plantas a raíz desnuda y a raíz cubierta (Rose <i>et al.</i> , 1998 adaptado de Evans, 1992; Galiussi, 2006).	42
Cuadro 8	Atributos morfológicos de las plantas de Raulí (NCh 2957/5, 2006).	44
Cuadro 9	Principales ventajas e inconvenientes operativos en la producción de plantas en contenedores (Navarro y Pemán, 1997).	55
Cuadro 10	Características de contenedores (almacigueras y tubetes) más utilizados en viveros nacionales.	57
Cuadro 11	Hongos micorrícicos asociados a especies del género <i>Nothofagus</i> (Garrido, 1986).	65

Cuadro 12	Rangos óptimos de concentración de nutrientes (NCh 2957/5, 2006).	76
Cuadro 13	Elementos esenciales diferenciados en macro y micro nutrientes (Epstein, 1972).	78
Cuadro 14	Funciones bioquímicas realizadas por los diferentes elementos esenciales y su ubicación en grupos con actividades específicas (Mengel y Kirkby, 1987; Larcher, 2001 cit. por Toro y Quiroz, 2007).	81
Cuadro 15	Descripción de los síntomas provocados en la planta por la insuficiencia o exceso de elementos nutritivos (Penningsfeld <i>et al.</i> , 1966, Bossard, 1969 cit. por Foucard, 1997).	82
Cuadro 16	Concentración óptima para 13 elementos esenciales en soluciones de fertilizantes líquido (Landis <i>et al.</i> , 1989).	85
Cuadro 17	Rangos de conductividad eléctrica (CE) (Lamond y Whitney, 1992).	90
Cuadro 18	Insectos dañinos asociados a plantas de Roble, Raulí y Coigüe (Arnold, 1996; Donoso <i>et al.</i> , 1999).	97
Cuadro anexo 10.1.1	Informe de Resultados Análisis de Compost.	108
Cuadro anexo 10.1.5	Estadística descriptiva de parámetros morfológicos de plantas de Hualo en vivero.	110
Cuadro anexo 10.2.5	Estadística descriptiva de parámetros morfológicos de plantas de Pitao en vivero.	113
Cuadro anexo 10.3	Hongos micorrícicos asociados a especies del género <i>Nothofagus</i> (Garrido, 1986)	115

ÍNDICE DE FOTOS

	<i>Pág.</i>	
Foto 1	Características de forma deseables de reproducir.	17
Foto 2	Área productora de semillas de Roble (Fundo Arquihue, Región de los Ríos).	19
Foto 3	Colecta de semillas directamente desde el árbol.	20

Foto 4	Colecta de semillas mediante escalamiento.	21
Foto 5	Colecta de semillas mediante la instalación de lonas.	21
Foto 6	Semillas de Roble atacadas por <i>Perzelia</i> .	22
Foto 7	Limpieza de impurezas previo a la extracción de semillas en Roble.	23
Foto 8	Frutos y semillas de Raulí.	24
Foto 9	Frutos de Pitao.	24
Foto 10	Limpieza de mesa para eliminación de impurezas en semillas de Ciprés de la cordillera (<i>Austrocedrus chilensis</i>).	25
Foto 11	Proceso de limpieza para obtención de semilla pura en Roble.	25
Foto 12	Tipo de tamizadores para limpieza de semillas (cuadrados (derecha) y redondos (izquierda)).	26
Foto 13	Cámara de secado de semillas.	26
Foto 14	Balanza de precisión, pesaje de semillas de Ruil (<i>Nothofagus alessandrii</i>).	27
Foto 15	Cámara de germinación con temperatura controlada.	29
Foto 16	Cámara de almacenamiento en frío.	30
Foto 17	Tipo de cajas utilizadas para almacenamiento de semillas.	30
Foto 18	Semillas de Lingue con y sin pericarpio (izquierda) y semillas de Olivillo (derecha).	33
Foto 19	Germinación epígea en Pitao.	34
Foto 20	Estratificación en frío de semilla de Boldo.	35
Foto 21	Remojo de semillas de Boldo en ácido sulfúrico.	36
Foto 22	Germinación de Hualo, tratamiento remojo en giberelina al 2%.	38
Foto 23	Germinación de Quillay, tratamiento remojo en agua fría por 24 horas.	38
Foto 24	Producción de plantas de Roble en contenedores, Vivero CTPF-INFOR.	41
Foto 25	Plantas de Raulí 1-0 producidas en contenedor y corteza compostada. Esta planta cumple con los requisitos de la Norma chilena en diámetro de cuello y altura.	43

Foto 26	Producción de plantas de especies nativas a cielo abierto, Vivero CTPF-INFOR, Región del Bío Bío.	49
Foto 27	Producción de plantas de especies nativas bajo sombreadero, Vivero La Huella, Región de los Ríos.	50
Foto 28	Producción de plantas de especies nativas bajo invernadero, Vivero CTPF-INFOR, Región del Bío Bío.	51
Foto 29	Invernaderos de polietileno (izquierda) y policarbonato (derecha).	52
Foto 30	Producción de plantas de Hualo en bolsas de polietileno (izquierda), plantas de Raulí en tubetes (centro) y plantas de Canelo en bandeja (derecha).	56
Foto 31	Algunas especies de hongos comestibles asociados a <i>Nothofagus</i> : <i>Boletus Loyo</i> (izquierda), <i>Morchella sp.</i> (centro) y <i>Ramaria</i> (derecha).	65
Foto 32	Suelo utilizado como inoculante micorrícico natural.	67
Foto 33	Cuerpo frutal de <i>Telephora terrestris</i> .	68
Foto 34	Cuerpos frutales de <i>Scleroderma citrinum</i> (izquierda) y <i>Rhizopogon roseolus</i> (derecha).	68
Foto 35	Esporas encapsuladas de alginato de calcio (izquierda) y en polvo diluido en agua para distribución en sistema de riego (derecha).	69
Foto 36	Utilización de biofermentador para una mayor producción miceliar de hongos ectomicorrícicos (izquierda). Aspecto del crecimiento de micelio en vaso de 7 litros en condiciones controladas (derecha).	70
Foto 37	Utilización de botellas y agitador orbital para producción a menor escala de micelio de hongos ectomicorrícicos (izquierda). Micelio de <i>Morchella</i> multiplicándose en botella en medio líquido (derecha).	71
Foto 38	Preparación de inóculo miceliar en sustrato sólido de vermiculita con turba.	72
Foto 39	Sistema de riego automatizado.	91
Foto anexo 10.1.5	Semillas de Hualo germinando (izquierda). Producción de plantas de Hualo, Vivero CTPF-INFOR (derecha).	111
Foto anexo 10.2.5	Semillas de Pitao germinando (izquierda). Producción de plantas de Pitao, Vivero CTPF-INFOR (derecha).	114

ÍNDICE DE FIGURAS

	<i>Pág.</i>
Figura 1 Esquemas de una ectomicorriza (Información modificada de Mikro-Tek)	64
Figura 2 Anatomía de una endomicorriza o micorrizas vesículo-arbuscular (Información modificada de Mikro-Tek).	66
Figura 3 A medida que aumenta la concentración de un elemento esencial, en rangos definidos, aumenta el crecimiento de la plántula. Un exceso o un déficit en la concentración de un determinado elemento, afecta de inmediato el rendimiento, el cual disminuye (Chapman, 1967 cit. por Toro y Quiroz, 2007).	77
Figura 4 Disponibilidad relativa de los nutrientes en suelos minerales y suelos con base orgánica (Landis <i>et al.</i> , 1989).	79

1.
INTRODUCCIÓN



1. INTRODUCCIÓN

En Chile existen 290 viveros los cuales mayoritariamente producen especies exóticas (INFOR, 2009). En el año 2008 se produjeron aproximadamente 223 millones de plantas, de estas sólo el 1,5% (3,5 millones) correspondía a especies nativas con un total de 21 especies, donde las de mayor frecuencia correspondían a Raulí (*Nothofagus nervosa* (Phil.) Dim. et Mil.), Roble (*Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.), y Quillay (*Quillaja saponaria* Mol.).

El conocimiento técnico logrado en las especies exóticas ha evolucionado aceleradamente en las dos últimas décadas. Muestra de ello es la proliferación de las plantaciones de *Pinus radiata* y *Eucalyptus sp.*, pero frente a este notable desarrollo se aprecia un estado incipiente en cuanto al conocimiento técnico de viverización de las especies nativas.

Al analizar el nivel de competitividad alcanzado en el país, éste se aprecia difícil de mantener, sin recursos humanos calificados, ello implica mejorar las capacidades técnicas actuales de los pequeños propietarios forestales y en particular de formadores y estudiantes de las escuelas técnicas. Dificulta aún más esta tarea, la escasa disponibilidad de material técnico relacionado con el tema bosque nativo y en particular en el tema de producción de plantas.

Los primeros protocolos de viverización en el país abordaron el método de producción a raíz desnuda (Sánchez, 1987). La producción de especies nativas también se basó en este sistema, especialmente para las especies que crecen en la zona sur de nuestro país. Las experiencias a la fecha han revelado que para producciones masivas de plantas a raíz desnuda pueden existir inconvenientes, tales como la limitación de espacios para la viverización y la capacidad de manipulación. El método de producción a raíz cubierta, por su parte, permite obtener la planta en un menor tiempo y con buenos resultados, al desarrollarse en un ambiente controlado, en el interior de un invernadero y/o en el exterior con un sistema de protección alternativo. Con este sistema, las plantas son producidas individualmente en recipientes, lográndose allí su desarrollo, hasta el momento de ser llevada al lugar de plantación con el sustrato cubriendo las raíces.

Cualquiera sea la alternativa de producción de plantas, ésta debe ser el resultado de un análisis biológico, técnico y económico, de tal manera que se asegure la cantidad y calidad de las plantas esperadas, producidas al más bajo costo posible y que una vez establecidas en terreno, se logren las mejores tasas de sobrevivencia y crecimiento inicial.

En este contexto el presente documento recoge experiencias de producción de plantas del Centro Tecnológico de la Planta Forestal (www.ctpf.cl) más una revisión bibliográfica de las principales documentos técnicos disponibles. Este tiene por objetivo apoyar al Programa MEJORAMIENTO DE LA COMPETITIVIDAD DEL SECTOR FORESTAL

MEDIANTE LA FORMACIÓN DE ESTUDIANTES Y PROFESORES DE LICEOS POLIVALENTES FORESTALES Y MADEREROS, financiado con recursos proveniente del programa Compromisos con la Agricultura (CCA-2008) del MINISTERIO DE AGRICULTURA.

2.
CARACTERIZACIÓN DE LAS SEMILLAS



2. CARACTERIZACIÓN DE LAS SEMILLAS

Las especies forestales pueden reproducirse en vivero en forma generativa como vegetativa, esta última utilizada desde hace varios años con resultados exitosos en especies fundamentalmente de origen exótico con la finalidad de mantener las características deseables de los árboles; sin embargo, y producto de los escasos resultados obtenidos, para los géneros nativos la semilla sigue siendo el método de propagación más empleado en vivero. Por tal razón, es de gran importancia disponer desde un comienzo de semillas de buena calidad o con algún grado de mejoramiento, la cual contribuya finalmente a generar árboles con las características esperadas de forma (fenotipo) y, al mismo tiempo, que estas sean heredables a través del tiempo (genotipo). Para obtener un buen material es necesario considerar aspectos tales como procedencias, tipos de zonas semilleras, métodos y época de recolección.

2.1 Procedencia

La producción de semillas de un árbol individual depende de los atributos de la planta y de los factores medioambientales. Los primeros corresponden a la edad, el desarrollo y vigor de las copas, lo que se relaciona con su posición en el dosel y con su estado sanitario. Por su parte, los factores medioambientales que afectan esta producción están relacionados con la luz, temperatura, humedad, precipitaciones, vientos, fertilidad natural del suelo y la presencia o no de insectos polinizadores. Donoso (1993) señala que, ambas condicionantes influyen en la calidad de los

mismos individuos como en los años específicos de producción.

Además, dentro de la distribución geográfica de las especies, existen rodales con marcadas adaptaciones a las condiciones del sitio específicas según donde se encuentren dentro de esta distribución. Esta situación se ha explicado como la selección natural que actúa sobre la variabilidad natural de las poblaciones, seleccionando a los genotipos mejor adaptados al medioambiente



Foto 1: Características de forma deseables de reproducir.

(Heslop-Harrison, 1964 y Turesson, 1922 y 1925, cit. por Donoso, 1979; AID, 1990; Alía *et al.*, 2005; Donoso *et al.*, 2006).

Respuesta a estas condiciones además se ve reflejada en la semilla, encontrándose cierta tendencia a que estas aumenten su tamaño en la probabilidad de quedar expuestas a sequía después de la germinación (Baker, 1972 cit. por Donoso, 1979). A pesar de ello, la generalidad de los viveros que producen especies nativas utiliza semillas desconociendo su origen y más aún las características de los árboles desde los cuales se recolecta. Limstrom (1965 cit. por Subiri, 1997) confirma que, el origen influye profundamente en la sobrevivencia, crecimiento y calidad de las plantas, como también en la resistencia a las enfermedades, a los insectos, sequías y heladas.

En la actualidad existen algunas instituciones que ofrecen semillas de origen conocido, especialmente de aquellas especies de mayor uso en forestación en Chile, como son las del género *Nothofagus* (Raulí y Roble) (INFOR, Centro de Semillas de CONAF, Centro de Semillas y Árboles Forestales de la Universidad de Chile), y que ya poseen un mejoramiento genético producto de la continuidad de los estudios que se han logrado realizar con éstas especies (Foto 1).

Todos estos antecedentes toman relevancia con la calidad de las plantas que se pretenden producir, no sólo las características de los árboles padres y la variabilidad de la especie en la recolección de las semillas, sino que también el tamaño de las semillas y las condiciones del medioambiente desde el cual provienen.

2.2 Tipo de áreas semilleras

En vivero el uso de semillas con grados de mejoramiento se traduce en beneficios como mayores porcentajes de viabilidad y germinación, plantas con mayor homogeneidad en sus características morfológicas y fisiológicas (Alía *et al.*, 2005; Molina *et al.*, 2007).

De acuerdo a la condición actual de abastecimiento de semillas de las especies nativas de nuestro país, es posible identificar tres tipos de fuentes de semillas: árboles semilleros, áreas productoras de semillas, huertos semilleros clonales, este último solo para Raulí.

2.2.1 Árboles semilleros

La forma tradicional de recolectar semillas de las especies nativas, consiste en cosechar desde árboles aislados o grupo de árboles con una alta producción de semillas. Esto normalmente ha llevado a obtener un material de mediana a baja calidad debido a que se recolecta frecuentemente de árboles orilleros y de fácil acceso, los que son iguales o inferiores al resto.

Para obtener un material de mejor calidad de árboles semilleros se debe hacer una rigurosa selección, la cual consiste en la búsqueda o prospección de los sectores o rodales donde ellos se encuentran, identificándolos al compararlos con una pauta de selección. Los árboles productores de semillas deben ser los que se encuentren en la plenitud de su desarrollo, pasada la época juvenil y antes de la sobre madurez. Deben ser además, los más desarrollados con un fuste recto y limpio. Sus ramas deben ser delgadas, aproximándose a un ángulo recto y su follaje vigoroso, sin ataques de hongos e insectos (Cabello, 1986; Ipinza *et al.*, 1997).

2.2.2 Áreas productoras de semilla

Las áreas productoras de semillas (APS), corresponden a zonas que contiene un grupo de árboles originados naturalmente, que se han identificado como superiores al resto, los cuales se conservan y manejan para la producción de semillas, eliminando los individuos de inferior calidad, con ello se despeja las copas de los árboles seleccionados, estimulando el proceso de fructificación entre aquellos de mejor calidad (Donoso, 1993; Alía *et al.*, 2005; Molina *et al.*, 2007). Por lo general, permanecen finalmente alrededor de 120 árboles por hectárea, dependiendo de

las características del rodal en cuanto a calidad y estabilidad frente al viento.

Las ventajas asociadas a las APS, se relacionan con contar con una fuente de semillas confiable de origen conocido, y que las semillas provenientes de estas áreas poseen cualidades genéticas superiores, en cuanto a la adaptabilidad, características del fuste y de la copa, y resistencia a las plagas (Foto 2) (Alía *et al.*, 2005; Molina *et al.*, 2007).

En especies nativas encontramos esta situación principalmente con las especies Raulí, Roble y Coigüe (*Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst.). En el Cuadro 1 se presenta algunas áreas productoras de semilla para estas especies (Castillo y Moreno, 2000; Alía *et al.*, 2005; Molina *et al.*, 2007).

2.2.3 Huertos semilleros

Los huertos semilleros corresponden a unidades productoras de semillas a partir de árboles superiores, que se han seleccionado de poblaciones naturales (Molina *et al.*, 2007). La Norma chilena NCh2957/0-2006, la define como “bosque natural o plantación, intervenido para

dejar los mejores individuos seleccionados de acuerdo a un criterio determinado para que se reproduzcan entre sí con el objetivo de producir semillas con algún grado de mejoramiento genético” (INN, 2006).

2.2.4 Huertos semilleros clonales

Los huertos semilleros clonales (HSC) constituyen unidades productoras de semilla con mejoramiento genético. Están constituidos por familias de árboles superiores claramente identificados, los cuales han sido propagados en forma clonal a través de injertos o estacas enraizadas, en un área específica para la producción de semillas (INN, 2006; Molina *et al.*, 2007).

Para el caso de especies nativas, existe un HSC establecido para Raulí y Laurel (*Laurelia sempervirens* Looser), ubicada en la Comuna de San José de la Mariquina, Región de los Ríos, administrada por la Corporación Nacional Forestal. Existe además, una HSC para Raulí en manos de la empresa privada, ubicada en la Comuna de Neltume, Región de los Ríos (Castillo y Moreno, 2000).



Foto 2: Área productora de semillas de Roble (Fundo Arquihue, Región de los Ríos).

2.3 Métodos de recolección de semillas

El método de recolección de semillas varía según la especie, tipo, tamaño y cantidad de frutos, además de la forma y altura de los árboles a cosechar. En general, se recomienda recolectar los frutos antes que caigan al suelo (Foto 3), sin embargo, y producto del momento preciso en que se debe realizar esta actividad, y de la dificultad que se puede presentar por las condiciones de los árboles, se emplean básicamente dos métodos de colecta: cosecha del material directamente desde los árboles en pie mediante escalamiento, y cosecha del material una vez que la semilla comienza a caer.



Foto 3: Colecta de semillas directamente desde el árbol.

Cuadro 1. Áreas Productoras de Semilla (Castillo y Moreno, 2000; Molina *et al.*, 2007).

Especie	Predio	Propietario	Ubicación
Coigüe	Pilmaiquén	COFOMAP	Panguipulli, Región de los Ríos
Raulí	El Morro	JCE Ltda.	Mulchén, Región del Bío Bío
	Malalcahuello	CONAF	Curacautín, Región de la Araucanía
	El Manzano	MAGASA	Melipeuco, Región de la Araucanía
	Remeco	Forestal Neltume Carranco S.A.	Panguipulli, Región de los Ríos
Roble	Arquihue	Agrícola y Forestal Taquihue Ltda.	Región de los Ríos
	Puerto Fuy	COFOMAP	Panguipulli, Región de los Ríos
	Pumillahue	CONAF	San José de la Mariquina, Región de los Lagos
	Rupanco	Forestal Cabildo S.A.	Puerto Octay, Región de los Lagos
Lenga	Caiquén Grande	Forestal Mininco	Coihaique, Región de Aisén del Gral. Carlos Ibáñez del Campo
Canelo	Río Sur	José Soto Santana	Puerto Varas, Región de los Lagos
	Agua Buenas	Helga Montecinos Araya	Ancud, Región del los Lagos

El proceso de recolección de semillas desde árboles en pie contempla las siguientes etapas:

- Despeje y limpieza del suelo circundante al fuste.
- Colocación de carpas de plástico o arpilleras en el área despejada.
- Escalamiento del fuste por el trepador (Foto 4).
- El trepador corta las ramillas provistas de frutos o las golpea con una varilla, dejándolas caer a la carpa plástica o arpillera.
- Colocación de las ramillas con los frutos en sacos de arpillera de malla ancha para facilitar su respiración.

Para una correcta operación, el escalador debe contar con el equipo apropiado, el cual consta de cinturones de seguridad, espuelas trepadoras y escaleras, aunque estas últimas no siempre se utilizan. Siempre que se usan espuelas se producen daños en el fuste, los que pueden posibilitar el ataque de hongos e insectos. Por esta razón se recomienda el empleo de escaleras tubulares seccionadas (López, 1983).



Foto 4: Colecta de semillas mediante escalamiento.

Para la colecta una vez comenzado la diseminación de las semillas, se recomienda el despeje y limpieza del suelo circundante al fuste y la colocación de carpas de plástico o arpilleras en el área despejada al pie de los árboles de interés (Foto 5).

Frecuentemente, una vez cosechadas las semillas se realiza una identificación de cada lote (especie, ubicación geográfica, altitud, edad estimada del árbol, fecha de recolección, etc.), información de valor en caso que las semillas sean utilizadas en producciones o colectas posteriores.

2.4 Época de colecta de semillas

El rendimiento y viabilidad de las semillas normalmente se ve incrementado con la madurez del fruto (May, 1984). Las semillas están fisiológicamente maduras, es decir, contienen todo el material necesario para germinar, algún tiempo antes de que los frutos estén listos para la cosecha.

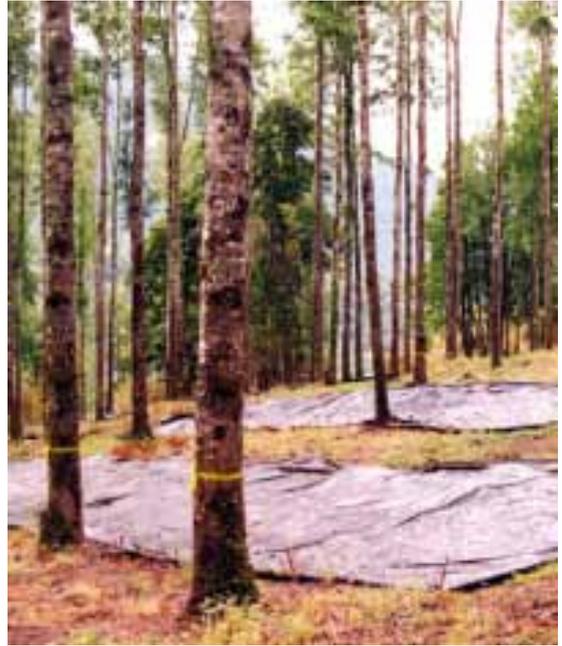


Foto 5: Colecta de semillas mediante la instalación de lonas.

En general, no es posible establecer con precisión el momento de recolección de las semillas. Donoso *et al.* (1999) señalan que, los frutos y las semillas deben recolectarse antes de que se dispersen, por lo tanto, es primordial conocer cómo y cuándo esto ocurre. Asimismo, que la caída o diseminación masiva de semilla de buena calidad ocurre en un período de 2 a 3 semanas, por lo que es necesario apoyarse en indicadores de madurez del fruto, tales como tamaño, forma, color, inicio de apertura de la nuez e inicio de su caída.

Sin embargo, la época de colecta puede variar de acuerdo a las condiciones ambientales y dentro de la procedencia o distribución geográfica de una especie. Normalmente la época de colecta se debe adelantar cuando existe una temporada primaveral de altas temperaturas y de muy bajas precipitaciones. Donoso (1993) y Cabello (1986) señalan que, dentro de los factores que controlan la maduración y caída de semillas se encuentran la latitud y altitud de la procedencia elegida. Bajas

altitudes y latitudes producen la maduración más temprana de los frutos. También puede ocurrir un adelantamiento de la colecta en las exposiciones norte y oeste, con respecto a las exposiciones sur y este.

En algunas especies del bosque nativo, como el caso de los *Nothofagus*, se ha comprobado que poseen ciclos alternados de producción de semillas (Donoso *et al.*, 1991a, 1991b y 1992b). El Roble y Raulí tienen ciclos anuales, con un año de alta producción seguido por otro de baja producción. El Coigüe, por su parte, presenta ciclos bianuales, con dos años de alta producción seguidos por otros dos de baja producción. En esta especie, la iniciación de yemas florales (otoño), hasta la maduración y dispersión de semillas dura aproximadamente un año (Donoso *et al.*, 2006).

No obstante, se recomienda para Raulí y Roble una colecta temprana para evitar el daño por *Perzelia* (Foto 6), que provoca perforaciones en la semilla disminuyendo su viabilidad hasta en un 70% (Arnold, 1996; INFOR-CONAF, 1998b y 1998e). Esto se confirma con lo señalado por FAO (1991) y García (1991), quienes indican que, la recolección temprana puede ser una manera de evitar daños a las semillas por insectos, aves, roedores y otras plagas, cuya reducción mejorará su viabilidad ulterior y su longevidad en condiciones de almacenamiento. En el Cuadro 2 se presenta antecedentes de época de colecta para especies del bosque nativo y métodos de colecta utilizados.

2.5 Manejo de frutos y semillas

El manejo de las semillas considera todas aquellas actividades que deben realizarse desde que éstas han sido colectadas hasta que se encuentran aptas para su almacenamiento o siembra en el vivero (Mesén *et al.*, 1996). Involucra las etapas de limpieza previa de impurezas y extracción de la semilla, secado, y almacenamiento (López *et al.*, 1986a y 1986b; FAO, 1991; García, 1991; Mesén *et al.*, 1996; Vásquez, 2001). Habitualmente se



Foto 6: Semillas de Roble atacadas por *Perzelia*.

realizan determinaciones prospectivas como número de semillas/kg, viabilidad, porcentaje de pureza y contenido de humedad, entre otras, previo al almacenamiento (FAO, 1991; García, 1991; Donoso *et al.*, 1999).

2.5.1 Limpieza previa de impurezas

La limpieza previa consiste en eliminar todas las impurezas acumuladas durante el proceso de recolección de los frutos, tales como hojas, restos de ramas, trozos de corteza u otros elementos (Foto 7). La actividad se puede realizar en forma manual o mecánica a través de harneros de diferentes diámetros hasta lograr frutos o semillas totalmente libres de impurezas (Turnbull, 1975 cit. por Garrido, 1981; Quiroz *et al.*, 2001). Generalmente, se acompaña esta actividad con un secado previo al aire libre para ocasionar la separación de las partículas.

Cuadro 2. Época de colecta y métodos de recolección de algunas especies del bosque nativo chileno (Donoso y Cabello, 1978; Donoso, 1979; Garrido, 1981; Hoffmann, 1994 y 1995; INFOR-CONAF, 1998a, 1998b, 1998c, 1998d, 1998e; Hechenleitner *et al.*, 2005).

Especie	Época de colecta	Método de recolección
Alerce	Febrero	s/i
Araucaria	Marzo-abril	Extendiendo lonas en el suelo
Arrayán	Enero-febrero	s/i
Avellano	Febrero-abril	Desde el árbol
Boldo	Febrero-marzo	Desde el árbol
Canelo	Febrero-abril	s/i
Ciprés de la cordillera	Enero-febrero	Desde el árbol
Ciprés de las Gúaitecas	Marzo-abril	Desde el árbol
Coigüe	Enero-abril	s/i
Guindo Santo	Marzo	s/i
Huala	Mayo-julio	Extendiendo lonas en el suelo
Hualo	Marzo	Extendiendo lonas en el suelo
Laurel	Marzo	Desde el árbol
Lenga	Enero-febrero	Extendiendo lonas en el suelo
Lingue	Abril	Desde el árbol o colecta del suelo
Lleuque	Enero-marzo	Desde el árbol
Luma	Febrero-marzo	Desde el árbol
Maitén	Febrero-marzo	Extendiendo lonas en el suelo
Maño de hoja larga	Enero-marzo	s/i
Maño de hoja punzante	Diciembre-febrero	s/i
Maqui	Diciembre-enero	Desde el árbol
Notro	Marzo	Desde el árbol
Olivillo	Abril	Extendiendo lonas en el suelo
Patagüa	Marzo	s/i
Peumo	Abril-mayo	Desde el árbol o Extendiendo lonas en el suelo
Queule	Abril-agosto	Desde el árbol o colecta del suelo
Quillay	Marzo-abril	Desde el árbol o Extendiendo lonas en el suelo
Radal	Enero-febrero	Desde el árbol
Raulí	Marzo-abril	Desde el árbol
Roble	Marzo-abril	Desde el árbol
Ruil	Febrero-marzo	Extendiendo lonas en el suelo
Tepa	Marzo	Desde el árbol
Tineo	Febrero-marzo	s/i
Ulmo	Marzo-abril	Desde el árbol

2.5.2 Extracción de la semilla

Esta actividad está referida a la separación de la semilla de los frutos sin producirle daño. El método a emplear está dado por las características de éstos (cono, vaina, cápsula, baya, drupa) (FAO, 1991; García, 1991; Mesén *et al.*, 1996). Otro objetivo de esta actividad es evitar la descomposición o pudrición del fruto o de la capa que envuelve a la semilla, y que puede afectar su viabilidad y capacidad germinativa.

En frutos dehiscentes, que son aquellos que se abren liberando fácilmente las semillas cuando maduran (conos, cápsulas, vainas), la extracción se obtiene agitando, sacudiendo o ventilando los frutos (Mesén *et al.*, 1996). Habitualmente se colecta aún estando cerrado el fruto, para evitar pérdidas de semilla por diseminación, en este caso, las semillas se separan de los frutos mediante secado natural o artificial (Cabello, 1986; FAO, 1991; García, 1991). Especies nativas que presentan este tipo de frutos están Espino (*Acacia caven* (Mol.) Mol.), Algarrobo (*Prosopis chilensis* (Mol.) Stuntz),



Foto 7: Limpieza de impurezas previo a la extracción de semillas en Roble.

Quillay, Radal (*Lomatia hirsuta* (Lam.) Diels ex MacBride.), Notro (*Embothrium coccineum* J.R. et G. Forster), Maitén (*Maytenus boaria* Mol.), Bollén (*Kageneckia oblonga* R. et PAV.), Cipreses, Araucaria (*Araucaria araucana* (Molina) K.Koch) y Ulmo (*Eucryphia cordifolia* Cav.), y especies del género *Nothofagus*.

Para frutos indehiscentes, que no se abren cuando están maduros, generalmente la extracción no ocurre, pero en caso que así sea se utilizan implementos como tijeras de podar, martillos o molinos, entre otros (Mesén *et al.*, 1996). Entre las especies que presentan este tipo de semillas están Avellano (*Gevuina avellana* Mol.), Laurel, Tepa (*Laureliopsis philippiana* Looser) (Foto 8).

En el caso de frutos carnosos (bayas o drupas), habitualmente se emplea el método de maceración, que consiste en dejar remojando los frutos en agua por un período de 24 a 48 h, para posteriormente eliminar la parte carnosa manualmente, estrujando los frutos unos con otros y colocándolos en agua para eliminar restos

de pulpa (Mesén *et al.*, 1996; Vásquez, 2001). En semillas de Boldo (*Peumus boldus* Mol.), cuya pulpa en estado maduro toma una consistencia pegajosa y se adhiere fuertemente a la testa, puede ser eliminada por frotamiento una vez remojadas en agua (Cabello y Donoso, 2006), o bien con arena húmeda, y luego remojadas en agua para limpiarlas completamente. Los frutos de este tipo se clasifican también como indehiscentes, se consideran especies como Pitao (*Pitavia punctata* (R. et P.) Mol.) (Foto 9), Canelo (*Drymis Winteri* J.R. et G. Forster), Luma (*Amomyrtus luma* (Mol) Legr.et Kausel), Maqui (*Aristotelia chilensis* (Mol.) Stuntz), Lingue (*Persea lingue* Ness), Peumo (*Cryptocarya alba* (Mol.) Looser), Queule (*Gomortega keule* (Mol.) Baillon), Boldo, Belloto (*Beilschmiedia sp.*) y Notro.

2.5.3 Limpieza de las semillas post-extracción

Comúnmente, una vez extraída la semilla del fruto, se efectúa una limpieza posterior de manera de conseguir un mayor grado de pureza, y prepararlas para la siembra o bien para su almacenamiento. Esta actividad consiste en



Foto 8: Frutos y semillas de Raulí.

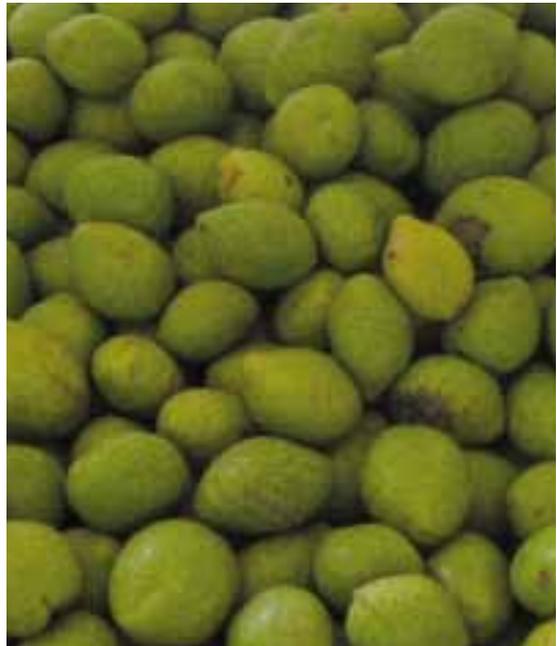


Foto 9: Frutos de Pitao.

eliminar las alas, fragmentos inertes, semillas deshidratadas y vacías (Foto 10). En el caso de las alas, éstas se eliminan preferentemente cuando su tamaño supera al de la semilla propiamente tal, frotándolas manualmente o contra una superficie rugosa (FAO, 1991).

Para la eliminación de fragmentos, semillas deshidratadas y vacías, se emplean los métodos del tamizado (Foto 11) o bien ventilado y aventado. El primero, en virtud del grosor o diámetro de la semilla, y en el que se utilizan tamizados con rejillas de diferentes tamaños (Foto 12), de manera de ir separando gradualmente partículas cada vez más pequeñas (FAO, 1991; García, 1991). El ventilado y aventamiento se basa en la diferencia de peso que presentan las semillas y las partículas que se pretenden eliminar, siendo estas últimas generalmente más livianas.



Foto 10: Limpieza de mesa para eliminación de impurezas en semillas de Ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis* (D. Don) Pic. Serm. et Bizzarri).

2.5.4 Proceso de secado

Este proceso se realiza con la finalidad de acondicionar la semilla para su almacenamiento, especialmente cuando se pretende contar con las cantidades de semillas viables desde su colecta hasta el momento de la siembra (FAO, 1991). Se recomienda un contenido de humedad entre 4 a 8%, pudiendo lograrse en forma natural o artificial (FAO, 1991; García, 1991).

El secado natural consiste en distribuir los frutos en capas sobre rejillas, lonas u otro material, exponiéndolos al calor solar, teniendo la precaución de remover y dar vuelta las semillas frecuentemente para facilitar su secado (FAO, 1991; Mesén *et al.*, 1996). Se recomienda efectuar este método dentro de una estructura protegida, para evitar la sobreexposición de las semillas al sol, calor y a daños provocados por aves, roedores o insectos (FAO, 1991; García, 1991).

El secado artificial considera el uso de cámaras de secado con control de temperatura y circulación



Foto 11: Proceso de limpieza para obtención de semilla pura en Roble.



Foto 12: Tipo de tamizadores para limpieza de semillas (cuadrados (derecha) y redondos (izquierda)).

de aire (Foto 13). Se colocan las semillas en las bandejas de la cámara, y se mantienen a temperaturas que fluctúan entre los 37 y 65 °C (Vásquez, 2001). Al igual que en el secado natural, se debe procurar dar vueltas las semillas con frecuencia para homogenizar el secado.

Se debe tener especial cuidado con las semillas de vida corta, o recalcitrantes, es decir, que son sensibles a la desecación, ya que pierden viabilidad cuando su humedad es reducida. Se recomienda almacenar estas semillas en húmedo por no más de un año (Hartmann y Kester, 1988). Entre las especies que presentan semillas de este tipo están Araucaria, Maitén, Boldo y Olivillo (*Aextoxicom punctatum* R. et Pav.) (CESAF, sf; Cabello y Camelio, 1996).

2.5.5 Análisis de laboratorio

Se recomienda realizar análisis de las semillas en laboratorio para determinar su calidad y asegurar la viabilidad y potencial de germinación



Foto 13: Cámara de secado de semillas.

para producciones posteriores. Los análisis más frecuentes son: pureza, número de semillas por kilogramo, viabilidad inicial y capacidad germinativa. Existen una serie de procedimientos indicados por las Normas ISTA (1996), para realizar los análisis. A continuación se señala el procedimiento para la determinación de alguno de ellos:

Pureza: De acuerdo con lo establecido por las normas internacionales, dependiendo del tamaño de la semilla, se debe tomar una muestra que fluctúa de 1 a 300 g. Esta muestra se divide en dos submuestras de igual tamaño, las cuales se pesan por separado con aproximación de tres decimales, y se procede con la separación de semillas puras, semillas de otras especies y por último de materia inerte, en cada submuestra (FAO, 1991; García, 1991). Posteriormente se pesan las semillas puras, obteniendo el porcentaje de pureza con la siguiente fórmula:

$$P = (P_{si} / P_{ci}) * 100$$

Como existen dos submuestras, el resultado es el promedio de los dos porcentajes obtenidos.

Donde:

P = Pureza (%)

P_{si} = Peso de semilla sin impurezas (g)

P_{ci} = Peso de semilla con impurezas (g)

Cuando se realiza la actividad de limpieza, habitualmente este tipo de análisis no es necesario, pero si se recomienda en el caso que no se logre eliminar la totalidad de impurezas.

Número de semillas por kilogramo:

Habitualmente, el número de semillas por kilogramo se determina como el peso de 800 semillas puras, para luego convertir a semillas por gramo o kilogramo (Foto 14). Para ello se deben tomar 8 muestras de 100 semillas cada una, las cuales se pesan por separado en gramos, para luego estimar el número de semillas por kilogramo mediante regla de tres (Vásquez, 2001). Este

procedimiento permite incorporar la variación que pudiera existir en la muestra, considerando los parámetros establecidos por norma para su determinación.

Por lo tanto:

$$P_s = (P_{1-8}) / 8$$

Donde:

P_s = Peso promedio (g)

P₁₋₈ = Peso acumulado de las muestras 1 a la 8

Luego:

$$N_s = (100 \text{ semillas} * 1.000 \text{ gr}) / P_s$$

Donde:

N_s = N° de semillas por kilogramo

Viabilidad: La viabilidad determina el potencial de germinación de las semillas al momento de la siembra. Si éstas presentan una alta viabilidad,



Foto 14: Balanza de precisión, pesaje de semillas de Ruil (*Nothofagus alessandrii* Espinosa).

pueden ser almacenadas y ser mantenidas como reserva. Dentro de los test de viabilidad más conocidos se encuentran las pruebas de flotación, de corte y de tetrazolio.

- **Test de flotación:** consiste en someter una muestra de semillas (por lo menos 50 unidades) a remojo en agua fría por 24 horas. Luego de este período las semillas viables se irán al fondo del recipiente, mientras que las vanas flotarán.
- **Test de corte:** consiste en partir con un bisturí cada semilla de una muestra determinada (por

lo menos 50 unidades). En el caso de semillas duras, éstas se podrán abrir o aplastar con algún sistema de presión, cuidando de no destruir el endosperma. Un endosperma de color blanco es un indicador de viabilidad en la semilla.

- **Test de tetrazolio:** consiste en humedecer un grupo de semillas con Cloruro Trifenil Tetrazolium. Este producto, cuando el embrión de la semilla está vivo, se transforma por reducción en Formazan, el cual es de un color rojo indisoluble (Krüssmann, 1981).

Cuadro 3. Número de semillas por kilogramo de algunas especies nativas chilenas (Donoso, 1979; Garrido, 1981; Donoso *et al.*, 1986; López *et al.*, 1986a y 1986b; FAO, 1998; Sandoval y Orellana, 1999; Olivares *et al.*, 2005).

Especie	N° semillas por kilogramo
Alerce	800.000 - 1.300.000
Araucaria	200 - 300
Avellano	110 - 585
Boldo	9.800 - 15.500
Canelo	230.000 - 300.000
Ciprés de la cordillera	180.000 - 227.000
Coigüe	410.000 - 470.000
Guindo Santo	446.000 - 554.000
Huala	14.000 - 21.000
Hualo	2.000 - 4.900
Laurel	200.000 - 270.000
Lenga	47.000 - 51.000
Lingue	900 - 1.400
Luma	27.000 - 31.000
Maitén	51.000 - 68.000
Mañío de hoja larga	17.000 - 22.000
Mañío de hoja punzante	2.500 - 6.000
Notro	85.000 - 95.000
Olivillo	3.800 - 4.200
Peumo	540 - 950
Queule	166 - 225
Quillay	120.000 - 240.000
Radal	135.000 - 157.000
Raulí	86.000 - 147.000
Roble	41.000 - 143.000
Ruil	76.000 - 144.000
Tepa	410.000 - 600.000
Tineo	8.000.000 - 8.500.000
Ulmo	300.000 - 690.000

Capacidad Germinativa: La viabilidad no asegura, necesariamente, la germinación de las semillas, por lo tanto se requiere realizar ensayos de germinación que determinen dicha capacidad. Esta representa el porcentaje de semillas germinadas con respecto al total sembradas (Czabator, 1962; Hartmann y Kester, 1977; Ordoñez, 1987).

Las pruebas de germinación se deben realizar con semilla pura. Estas se mezclan y se separan 400 semillas al azar, dividiéndolas en 4 lotes de 100 semillas cada uno (FAO, 1991; Vásquez, 2001). Diariamente se registra el número de semillas que van germinando hasta que las semillas dejen de germinar.

Para la prueba normalmente se utilizan cámaras especiales, o germinadores Jacobsen o Copenhague, cuidando de mantener condiciones adecuadas de humedad y de temperatura (Foto 15). Se emplean temperaturas alternadas, manteniendo unas 16 horas a 20 °C y 8 horas a 30 °C, y una humedad en general entre 50 y 60% de la capacidad hídrica de la semilla, evitando cubrir la semilla con agua ya que impediría su aireación (Vásquez, 2001).

Como medios para la germinación pueden ser papel secante, papel filtro o absorbente, arena, sal de sílice, tierra vegetal o material inerte como vermiculita o perlita.



Foto 15: Cámara de germinación con temperatura controlada.

2.5.6 Almacenamiento de las semillas

Debido a que la producción anual de semillas es muy variable en cantidad y calidad, y que al mismo tiempo, el proceso de colecta puede ocurrir 4 ó 5 meses antes que la fecha de siembra, es necesario someter a la semilla a un periodo de almacenamiento que no disminuya su viabilidad y que asegure los volúmenes necesarios para una producción programada.

Para que esto se efectúe en forma segura y eficiente, deben controlarse factores tales como la humedad de la semilla, temperatura, tiempo de almacenamiento y espacio físico requerido (May, 1984). Estas condiciones deben reducir la respiración y otros procesos metabólicos sin dañar el embrión (Hartmann y Kester, 1988).

Si éstas presentan una alta viabilidad, pueden ser almacenadas y mantenidas como reserva. Si por el contrario, su viabilidad es baja, deben ser destinadas inmediatamente a la producción de plantas (Cabello, 1986). Las semillas de vida

corta pueden aumentar su longevidad si son almacenadas apropiadamente, las semillas de vida media pueden permanecer almacenadas entre 2 a 15 años, y las semillas de vida larga, si su cubierta no recibe daño pueden durar alrededor de 100 años (CESAF, sf).

Para el caso de las especies nativas como el Peumo y Lingue, se recomienda sembrar las semillas inmediatamente luego de colectadas, si se mantienen en cámara de frío, se recomienda sembrar durante los dos primeros años de almacenadas. Semillas de Raulí, Roble y Quillay, pueden ser mantenidas con leves disminuciones, entre tres a quince años.

Se pueden distinguir 4 tipos de almacenamiento (Hartmann y Kester, 1988; Jara, 1997):

- Abierto: sin control de temperatura ni humedad, aplicable en climas secos o con semillas de cubierta dura.
- Cálido con control de humedad: las semillas secas se colocan en bolsas selladas.
- En frío: las semillas se colocan en recipientes sellados y a temperaturas bajas. Se aconseja para la mayoría de las semillas (Foto 16).
- Frío-húmedo: las semillas se colocan en recipientes que mantengan la humedad o bien con algún material que retenga la humedad.

En términos generales, almacenamientos cortos en espera de los tratamientos pregerminativos requerirán de un lugar fresco y oscuro a temperatura baja y constante que evite la pérdida de humedad de las semillas, mientras que almacenamientos largos necesitarán de una reducción de la humedad de un 6 a 8%, para luego ser almacenadas a una temperatura de 2 a 5 °C (Arnold, 1996). Este rango de temperatura además evita el ataque de hongos (*Aspergillus*, *Penicillium* y *Botrytis*) (Mesén et al., 1996).



Foto 16: Cámara de almacenamiento en frío.

Previo al almacenamiento, se aconseja separar las semillas por calibre o tamaño, dada la influencia que ha sido encontrada en el mayor crecimiento y calidad en plantas provenientes de calibres mayores, aunque sin afectar la capacidad germinativa (Albornoz y Fischer, 1981). Además, se logra una germinación y crecimiento más uniforme, pudiéndose además, aminorar el período en que las plántulas son más susceptibles al complejo fungoso *Dumping-off* (Ordoñez, 1987).

Antes de almacenar las semillas se debe proceder a desinfectarlas o fumigarlas. Con esto se obtiene un material sano y de buena calidad que mantendrá sus características por mayor tiempo durante el período de almacenaje. Un producto utilizado habitualmente es Pomarzol Forte 80% WP (dosis 2 g por 1 kg de semilla).

En cuanto a los tipos de envase que contendrán las semillas, se recomienda el uso de envases herméticos (Foto 17). Estos no permiten el intercambio de oxígeno ni entrada de humedad, además si se utilizan envases opacos, se evita la entrada de luz (FAO, 1991; Mesén *et al.*, 1996). Así mismo, se recomienda etiquetar cada envase y agruparlos por semilla, lo que facilitará su manejo no sólo para muestreos anuales, sino que también para su uso en producciones posteriores.



Foto 17: Tipo de cajas utilizadas para almacenamiento de semillas.

2.5.7 Estimación de requerimientos de semilla

La cantidad necesaria para una producción proyectada de plantas es posible estimarla de acuerdo a la calidad de la semilla, a los porcentajes de viabilidad y germinación y, a las pérdidas durante la viverización. La cantidad de semillas requeridas para la producción se puede estimar en base a la siguiente fórmula (Arnold, 1996):

$$S = \frac{Np}{(Ns * Pv * Pg * Ps)}$$

Donde:

S = Cantidad de semillas necesaria para cubrir la producción de plantas (Kg)

N_p = Número de plantas a producir
 N_s = Número de semillas por kg
 P_v = Porcentaje de viabilidad (valor decimal)
 P_g = Porcentaje de germinación (valor decimal)
 P_s = Porcentaje de sobrevivencia en vivero (valor decimal)

El valor de sobrevivencia en vivero se calcula:

$$P_s = (1 - P_p)$$

Donde:

P_p = Porcentaje de pérdida en vivero (valor decimal)

Ejemplo:

Número de plantas a producir (N_p): 250.000
 Número de semillas por kg (N_s): 125.000
 Porcentaje de viabilidad (P_v): 55% (0,55)
 Porcentaje de germinación (P_g): 35% (0,35)
 Porcentaje de pérdida en vivero (P_p): 10% (0,1)

$$P_s = (1 - 0,1) = 0,9$$

$$S = \frac{250.000}{(125.000 * 0,55 * 0,35 * 0,9)}$$

$S = 11,54$ Kg, Cantidad de semillas requeridas

2.6 Latencia de la semilla

Las semillas sanas de muchas especies forestales normalmente no germinan o lo hacen lentamente, incluso en porcentajes muy bajos después de ser procesadas. Esto se debe a causas provocadas por el medio de propagación, determinándose que no es favorable producto de la disponibilidad de humedad, aireación o temperatura, a esto se le denomina quiescencia. O bien, a las condiciones fisiológicas y morfológicas de la semilla, llamada latencia, dormancia o letargo (López, 1979; Patiño *et al.*, 1983; FAO, 1991; García, 1991; Baskin y Baskin, 1989 cit. por Figueroa y Jaksic, 2004). En general, dicho estado varía dentro de un género

e incluso dentro de una misma especie, según sea su procedencia (Donoso *et al.*, 1999).

Esta condición se señala como una estrategia de sobrevivencia que poseen las especies, especialmente aquellas que crecen en climas estacionalmente severos, permitiéndole sobrevivir como una semilla hasta que se presenten las condiciones naturales, o artificiales, apropiadas para germinar y desarrollarse (FAO, 1991; Figueroa y Armesto, 2001 cit. por Figueroa y Jaksic, 2004).

2.6.1 Latencia por la cubierta de las semillas o exógena

Según FAO (1991) y García (1991), entre los tipos de latencia se encuentran la provocada por la cubierta de la semilla (latencia exógena), desarrollo del embrión (latencia endógena morfológica), las condiciones fisiológicas del embrión (latencia endógena fisiológica), y las generadas por la combinación de latencias del tipo endógena morfológica con fisiológica (latencia morfofisiológica), y por exógena con las del tipo endógena.

Latencia física: Característica de un gran número de especies de plantas, en las cuales la testa o secciones endurecidas de otras cubiertas de la semilla son impermeables. El embrión está quiescente, pero se encuentra encerrado dentro de una cubierta impermeable que puede preservar las semillas con bajo contenido de humedad durante varios años, aún con temperaturas elevadas.

Latencia mecánica: En ésta categoría las cubiertas de las semillas son demasiado duras para permitir que el embrión se expanda durante la germinación. Probablemente éste factor no es la única causa de la latencia, y en la mayoría de los casos se combina con otros tipos para retardar la germinación.

Latencia química: Corresponde a la producción y acumulación de sustancias químicas que inhiben

la germinación, ya sea en el fruto o en las cubiertas de las semillas.

2.6.2 Latencia morfológica o endógena

Se presenta en aquellas familias de plantas cuyas semillas, de manera característica en el embrión, no se han desarrollado por completo en la época de maduración. Como regla general, el crecimiento del embrión es favorecido por temperaturas cálidas, pero la respuesta puede ser complicada por la presencia de otros mecanismos de letargo. Dentro de ésta categoría hay dos grupos:

- Embriones rudimentarios: Se presenta en semillas cuyo embrión es apenas algo más que un proembrión embebido en un endosperma, al momento de la maduración del fruto. También en el endosperma existen inhibidores químicos de la germinación, que se vuelven en particular activos con altas temperaturas.
- Embriones no desarrollados: Algunas semillas, en la madurez del fruto tienen embriones poco desarrollados, con forma de torpedos, que pueden alcanzar un tamaño de hasta la mitad de la cavidad de la semilla. El crecimiento posterior del embrión se efectúa antes de la germinación.

2.6.3 Latencia Interna

En muchas especies la latencia es controlada internamente en el interior de los tejidos. En el control interno de la germinación están implicados dos fenómenos separados. El primero es el control ejercido por la semipermeabilidad de las cubiertas de las semillas, y el segundo es un letargo presente en el embrión que se supera con exposición a enfriamiento en húmedo.

- Fisiológica: Corresponde a aquella en que la germinación es impedida por un mecanismo fisiológico inhibidor.
- Interno intermedio: Esta latencia es inducida principalmente por las cubiertas de las semillas

y los tejidos de almacenamiento circundante. Este es característico de las coníferas.

- Del embrión: Se caracteriza principalmente porque para llegar a la germinación se requiere un período de enfriamiento en húmedo y por la incapacidad del embrión separado de germinar con normalidad.

2.6.4 Latencia combinada morfofisiológica

Consiste en la combinación de subdesarrollo del embrión con mecanismos fisiológicos inhibidores fuerte.

2.6.5 Latencia combinada exógena - endógena

Se denomina así a las diversas combinaciones de latencia de la cubierta o el pericarpio con latencia fisiológica endógena.

Las especies nativas del género *Nothofagus* más importantes en términos productivo-maderero (Roble, Raulí y Coigüe), presentan en mayor o menor grado latencia fisiológica, producto de la presencia de ácido absícico que actúa como un inhibidor de la germinación (Arnold, 1996). Aunque no está demostrado, se estima que las semillas de Ruil también presentan este tipo de latencia (Olivares *et al.*, 2005). Las semillas de Hualo (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser) presentan una latencia endógena (Santelices *et al.*, 1995).

La latencia fisiológica también se observa en semillas de Ulmo y Boldo, y para algunas especies leñosas del matorral como Patagua (*Crinodendron patagua* Mol.), Maqui, Arrayán (*Luma apiculata* (DC.) Burret) (Figueroa y Jaksic, 2004).

En otras especies, la extracción manual del pericarpio ha provocado el estímulo de la germinación, lo que indica que puede existir latencia provocada por un inhibidor presente en este tipo de tejido. Esta respuesta se puede apreciar en Belloto del Sur (*Beilschmiedia berteroaana* (Gay) Kosterm.), Peumo y Lingue (Foto

18) (Cabello, 1990, cit. por Figueroa y Jaksic, 2004). En el Cuadro 4 se muestra un listado de especies nativas y tipo de latencia que presentan.

2.7 Germinación de las semillas

En términos prácticos, la germinación se define como el nacimiento y desarrollo de las estructuras primarias derivadas del embrión, indicativas de la capacidad para producir una planta normal en condiciones favorables (López, 1983). En este proceso comienza la absorción de agua, se reactiva el metabolismo y se inicia el crecimiento (Bidwell, 1983, cit. por Stevens, 1996).

Fundamentalmente, se reconocen tres etapas: la absorción o imbibición de agua por parte de la semilla; aumento de la tasa de respiración y asimilación, iniciándose el consumo de alimentos de reserva y la producción de enzimas y otros compuestos reguladores necesarios para la síntesis; y por último, la división celular y elongación de las

estructuras de la radícula y la plúmula (Hartmann y Kester, 1992, cit. por Stevens, 1996; Copeland y McDonald, 1985, y Bewley y Black, 1985, cit. por Orellana, 1996).

Existen dos tipos de germinación, de acuerdo con la posición y función de los cotiledones en el desarrollo de la plántula: germinación epigea e hipógea.

- germinación epigea: se desarrolla la radícula y los cotiledones emergen sobre el suelo producto de la elongación del hipocótilo. Por un período más o menos prolongado, los cotiledones cumplen una función fotosintética, para luego marchitarse y caer. Este tipo de germinación se observa en especies como Guindo santo (*Eucryphia glutinosa* (P. et E.) Baillon), Pitao (Foto 19), Roble, Laurel, Ruil, Coigüe y Maqui.



Foto 18: Semillas de Lingue con y sin pericarpio (izquierda) y semillas de Olivillo (derecha).

Cuadro 4. Especies nativas y tipo de latencia (Santelices *et al.*, 1995; Arnold, 1996; Cabello y Camelio, 1996; Figueroa y Jaksic, 2004; Olivares *et al.*, 2005).

Especie	Tipo de latencia
Arrayán, Palo colorado	Fisiológica
Belloto del Sur	Exógena (No definida)
Boldo	Exógena – Fisiológica (No definida)
Canelo	Morfofisiológica
Ciprés de la cordillera	Fisiológica
Coigüe	Fisiológica
Espino	Física
Hualo	Morfológica
Lingue	Exógena (No definida)
Litre	Física-fisiológica
Maitén	Exógena-fisiológica
Maqui	Fisiológica
Palma chilena	Fisiológica
Patagüa	Fisiológica
Peumo	Exógena (No definida)
Queule	Física
Raulí	Fisiológica
Roble	Fisiológica
Tevo	Física-fisiológica
Ulmo	Fisiológica

- germinación hipógea: los cotiledones permanecen bajo el suelo o muy poco por encima de él, y el epicotilo es el que se elonga y eleva los primordios foliares por sobre el suelo. Los cotiledones en este caso, cumplen la función de disponer por un período mayor de tiempo, de las reservas alimenticias para el desarrollo de la plántula. Belloto del norte (*Beilschmiedia miersii* (Gay) Kosterm.), Lingue y Boldo presentan este tipo de germinación.

2.8 Tratamientos pregerminativos

Los tratamientos pregerminativos son todos aquellos tratamientos necesarios para romper la latencia de las semillas, esto es, el estado en que se encuentran algunas tal que, estando vivas, no son capaces de germinar sino hasta que las condiciones del medio sean las adecuadas para ello (Donoso, 1993; Arnold, 1996). Los métodos pregerminativos más comunes para las especies nativas en estudio son los siguientes:

2.8.1 Lixiviación o remojo en agua

Las semillas son remojadas en agua corriente con



Foto 19: Germinación epígea en Pitao.

la finalidad de remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta. Este tratamiento también es empleado con el objetivo de ablandar la testa. El tiempo de remojo puede ser de 12, 24, 48 y hasta 72 h, y en algunos casos, cambiándoles el agua con cierta frecuencia (Patiño *et al.*, 1983; Hartmann y Kester, 1988; FAO, 1991).

Habitualmente el remojo se efectúa en agua a temperatura ambiente, pero también se han obtenido buenos resultados con agua caliente. En este último caso, las semillas se colocan en agua hirviendo, retirando inmediatamente el recipiente de la fuente de calor y se deja enfriar hasta que alcance la temperatura ambiente (tiempo de enfriamiento estimado de 12 h aproximadamente) (FAO, 1991).

En Notro y Molle (*Schinus molle* L.) se recomienda un remojo en agua fría (temperatura ambiente), por 72 h, pudiendo alcanzar ambos una germinación entre 50 y 60%. Para Tamarugo (*Prosopis tamarugo* F. Phil.), se aconseja inmersión en agua hirviendo, alcanzando con ello una germinación entre 80 y 98% (López *et al.*, 1986a y 1986b).

2.8.2 Estratificación

Este tratamiento se utiliza para romper la latencia fisiológica, y consiste en colocar las semillas entre estratos que conservan la humedad, comúnmente arena o bien turba o vermiculita, en frío o calor (Patiño *et al.*, 1983; Hartmann y Kester, 1988; Hartmann y Kester, 1975, cit. por Donoso, 1993).

La estratificación fría (Foto 20) es cuando se mantienen las semillas a temperaturas bajas (4 a 10 °C), asemejando a las condiciones de invierno, por un período que oscila entre 20 y 60 días, llegando inclusive hasta 120 días (Cáceres, 1984, cit. por Ordoñez 1987; FAO, 1991, García, 1991).

En especies del género *Nothofagus* se han obtenido buenos resultados con este tipo de tratamiento. Para Roble y Raulí, se han efectuado estratificación en arena húmeda con temperaturas de 3 a 5 °C,



Foto 20: Estratificación en frío de semilla de Boldo.

durante períodos que fluctúan entre 30, 60 y 90 días, alcanzando promedios de germinación de 48, 64 y 96%, respectivamente (Donoso, 1979; Garrido, 1981). Para Coigüe, se utiliza el mismo medio y temperaturas, pero entre 45 a 90 días, obteniendo sólo un 24% (Garrido, 1981). Para Hualo, se recomienda una estratificación no inferior a 4 semanas, alcanzando una germinación desde un 56 a un 98% (Santelices *et al.*, 1995; Santelices *et al.*, 2006), situación similar ocurre con Huala, pudiendo obtener valores de germinación de 84% (Donoso, 2006).

En el caso de la estratificación cálida, esta procede en la necesidad de las semillas de altas temperaturas para poder germinar. En este caso la temperatura empleada oscila entre los 22 y 30 °C, con un período de estratificación entre los 30 y 60 días (Patiño *et al.*, 1983; Hartmann y Kester, 1988; Figueroa y Jaksic, 2004). Este tipo de estratificación ha sido aplicado con buenos resultados en Palma chilena (*Jubaea chilensis* (Mol.) Baillon) y varias especies del género *Alstroemeria* (Infante, 1989 y Thompson *et al.*, 1979, cit. por Figueroa y Jaksic, 2004).

2.8.3 Escarificación

Este tratamiento se utiliza para eliminar la latencia provocada por la testa o dureza de la cubierta de las semillas, y consiste en el adelgazamiento o abertura de la cubierta externa mediante abrasión para hacerla permeable, sin dañar el embrión ni endosperma en su interior (Patiño *et al.*, 1983; Hartmann y Kester, 1988; FAO, 1991; García, 1991). Si se emplea un método físico se denomina escarificación mecánica y en caso de utilizar algún compuesto o sustancia química, escarificación química (FAO, 1991; García, 1991).

La escarificación física consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas o limas, o bien quebrarlas con algún elemento pesado o herramienta como martillo. En el caso de tratar grandes cantidades de semillas, se puede utilizar una hormigonera con grava o arena en su interior, o bien en un tambor forrado en su interior con material abrasivo (ej.: lija, cemento) o dotados de discos abrasivos giratorios (Kemp, 1975, y Goor y Barney, 1976, cit. por FAO 1991; García, 1991).

Se han obtenido resultados óptimos con este tratamiento en semillas de Maitén, a las que se les ha eliminado el arilo mediante frotación con arena, 81% de germinación (Cabello y Camelio, 1996). En Queule, fisurando la testa con cincel y martillo, se logra una germinación de un 42% (Figueroa y Jaksic, 2004).

La escarificación química, consiste en remojar las semillas por períodos breves, por 15 minutos a 2 horas, en compuestos químicos. Se utiliza comúnmente ácido sulfúrico en alta concentración (Foto 21) (FAO, 1991; García, 1991). Luego de la aplicación de estos compuestos, se debe efectuar un lavado de las semillas con agua por un período mínimo de 5 minutos (García, 1991). La aplicación de este tratamiento es poco común en semillas de especies nativas, no obstante, en Espino se logra una germinación del 96%.



Foto 21: Remojo de semillas de Boldo en ácido sulfúrico.

2.8.4 Remojo en hormonas o estimuladores de crecimiento

Consiste en sumergir las semillas en una disolución de giberelinas en agua destilada por un tiempo de

hasta 48 h (Ocaña, 1995), y se utiliza para romper la latencia interna (FAO, 1991). Los compuestos mayormente empleados son ácido giberélico (GA₃), citoquininas, nitrato de potasio, tiourea y etileno, entre otros, y las concentraciones y tiempos de remojo varían según la especie que se trate (CESAF, sf).

En Laurel se han obtenido germinaciones entre 77 y 95%, con una concentración de 150 ppm de ácido giberélico y un tiempo de remojo de de 24 h. En Tineo (*Weinmannia trichosperma* Cav.), con una concentración de 250 ppm y 3 h de remojo, un 33% de germinación.

En Hualo se han obtenido germinaciones entre el 74 y 85%, con remojos entre 100 y 25 ppm (Olivares et al., 2005).

En el siguiente cuadro se presenta un listado con los tratamientos recomendados para varias especies del bosque nativo chileno y porcentajes de germinación obtenidos tratamientos.

Cuadro 5. Tratamientos pregerminativos y germinación para especies nativas chilenas (Moreno y Ramírez de Arellano, 1976; Donoso, 1979; Garrido, 1981; López, 1983; Donoso y Escobar, 1986a y 1986b; Donoso et al., 1992a, Santelices et al., 1995; Cabello y Camelio, 1996; Figueroa, et al., 1996; Stevens, 1996; Orellana, 1996; Subiri, 1997; FAO, 1998; Le Quesne y Medina, 1998; Figueroa, 2000; Fuentes, 2001; Saldías, 2004; Figueroa y Jaksic, 2004; Olivares et al., 2005; Hernández, 2007).

Especie	Tratamiento pregerminativo	Germinación
Alerce	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 21 días	30%
Araucaria	Estratificación en tierra vegetal a 4 °C, durante 120 días	90%
Arrayán	No requiere	72 – 94%
Palo colorado	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 40 días	62 – 86%
Avellano	No requiere	60 – 90%
Canelo	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 90 días por lo menos	76%
Ciprés de la cordillera	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 45 días	70%
Ciprés de las gúaitecas	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 a 45 días	54 – 81%
Coigüe	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 60 – 90 días	24 – 45%
	Remojo en ácido giberélico en 250 ppm por 10 h, y secado a temperatura ambiente por 3 días	69%

Especie	Tratamiento pregerminativo	Germinación
Coigüe de Magallanes	Estratificación en arena húmeda a 2 °C, por 35 días	62%
Espino	Remojo en ácido sulfúrico concentrado	96%
Huala	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 a 45 días	61 – 83%
Hualo	Estratificación en arena húmeda a 5 °C, por 85 días	85%
	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 días	56%
Laurel	No requiere	86%
	Remojo en ácido giberélico en concentración de 150 ppm, por 24 h	88 – 95%
Lenga	No requiere	80%
	Estratificación en arena húmeda a 2 °C, por 45 días	94%
Lingue	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 60 días	95%
	Escarificación mediante frotación para eliminar exocarpo y almacenaje en sphagnum por 30 días	86 – 88%
Luma	No requiere	83%
Maitén	Escarificación mediante frotación con arena y Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 45 a 90 días	80 – 90%
Notro	No requiere	60%
	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 40 a 90 días	57 – 99%
Ñirre	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 días	45%
	Estratificación en arena húmeda a 2 °C, por 45 días	61%
Olivillo	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 40 a 90 días	60 – 65%
Peumo	No requiere	95%
Pitao	No requiere	50 – 94%
Queule	Remojo en ácido giberélico en concentración de 10 g/l, por 48 a 72 h	17%
	Fisura con cincel y martillo	42%
Quillay	No requiere	90%
Radal	No requiere	60%
	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 45 días	40 – 67%
Raúl	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 60 días	96%
Roble	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 60 días	56 – 86%
	Remojo en ácido giberélico (GA3) en 50 a 200 mg/l, por 24 h	72 – 89%
Ruil	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 días	51%
	Remojo en ácido giberélico en concentración de 25 a 200 ppm	66 – 85%
Tepa	No requiere	90%
Tepu	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 40 días	46%
Tineo	No requiere	70 – 90%
	Remojo en ácido giberélico en concentración de 250 ppm, por 3 h	26 – 33%
Ulmo	Almacenamiento en cámara de frío por 6 meses	92%
	Estratificación en arena húmeda a 4 °C, por 30 a 40 días	80 – 93%

Cuadro 6. Respuesta de tratamientos pregerminativos y germinación de algunas especies nativas forestales resultantes de estudio realizados por el Centro Tecnológico de la Planta Forestal de INFOR (2009).

Especie	Zona y fecha de colecta	Tratamiento pregerminativo	Germinación (%)	Energía germinativa (%)	Vigor germinativo	Período de energía (días)
Raulí	APS El Manzano Región de la Araucanía 2008	Remojo 24 horas en giberelina (2%), 5 cc en 500 cc de agua	60,7	48,8	15,8	12
Roble	APS Arquihue Región de los Ríos 2008	Remojo 24 horas en giberelina (2%), 5 cc en 500 cc de agua	62,5	53,6	18,9	12
Hualo	Reserva Nacional Los Queules Región del Maule 2008	Remojo 48 horas en giberelina (2%), 5 cc en 500 cc de agua	59,6	48,8	3,6	23
Huala	Laguna La Plata Región del Bío Bío 2009	Remojo 48 horas en giberelina (2%), 5 cc en 500 cc de agua	68,8	60,0	9,3	18
Quillay	Rapilermo Región del Maule 2009	Remojo en agua por 24 horas	95,2	85,4	6,9	31



Foto 22: Germinación de Hualo, tratamiento remojo en giberelina al 2%.



Foto 23: Germinación de Quillay, tratamiento remojo en agua fría por 24 horas.

3.
CARACTERIZACIÓN DE LAS PLANTAS



3. CARACTERIZACIÓN DE LAS PLANTAS

El objetivo general de todo programa de producción silvícola es generar plantas de alta calidad, al menor costo posible (Rose *et al.*, 1998). Lo anterior implica producir en el vivero, en la forma más eficiente, plántulas que posean las mayores tasas de supervivencia y de crecimiento inicial para un sitio determinado (Duryea y Landis, 1984).

3.1 Tipo de producción

Las especies forestales, tradicionalmente han sido divididas en dos diferentes tipos de producción, según la forma en cómo fueron producidas (Galiussi, 2006):

Plantas a raíz desnuda, en platabandas sobre el suelo, en donde la planta es obtenida de suelos a campo abierto y son removidas del suelo durante la cosecha.

Plantas a raíz cubierta en contenedores (Foto 24), envases plásticos o de polietileno expandido sobre mesones o sobre el suelo. La planta se cultiva en sustrato artificial, bajo condiciones ambientales controladas, como es un invernadero. Debido a que el volumen del sustrato es relativamente pequeño, las raíces se aglutinan en el sustrato, conformando un cepellón o pan de tierra, idealmente uniforme al momento de ser cultivada. Cada uno de estos sistemas presenta ventajas e inconvenientes, los que se resumen en el Cuadro 7.

Otro tipo de sistema de producción es el trasplante, que es una planta que ha sido removida

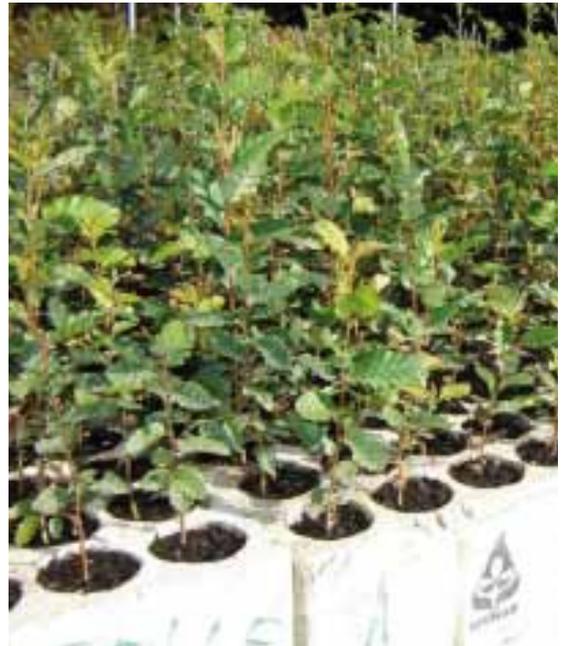


Foto 24: Producción de plantas de Roble en contenedores, Vivero CTPF-INFOR.

del almácigo, o del contenedor, y es replantada en otro sitio para continuar su crecimiento. En general, los trasplantes producen mayor diámetro de tallo y crecimiento radical, comparados con las plantas producidas en contenedor, no obstante son más costosos (Galiussi, 2006).

La producción de especies nativas en Chile, en particular Raulí, Roble y Coigüe, se ha realizado tradicionalmente bajo este esquema, lo que involucra, por lo general, producir plantas de

Cuadro 7. Principales características de los sistemas de producción de plantas a raíz desnuda y a raíz cubierta (Rose *et al.*, 1998 adaptado de Evans, 1992; Galiussi, 2006).

Característica	Sistema de Producción de Plantas	
	Raíz desnuda	Raíz cubierta
Requerimiento de terrenos	Mayor demanda de terreno debido a las bajas densidades	Menor área requerida debido a las altas densidades de cultivo
Material	Existencia de vivero con un suelo adecuado	Necesita tantos envases como número de plantas a producir y un continuo suministro de sustrato
Labor - actividad	Adecuada para la mecanización	Intensa, difícil de mecanizar
Protección	Posibilidad de presencia de patógenos en el suelo del vivero	Suelo nuevo en cada envase
Cultivo	El espaciamiento es función de la precisión en la siembra. Una alta supervivencia depende de la cuidadosa determinación del momento de arranque y plantación	Dificultad de siembra manual. Alta supervivencia en campo, si no se produce crecimiento en exceso o existen limitaciones por tamaño inadecuado del envase
Características del cultivo	Para especies latifoliadas que demandan más espacio de crecimiento	Para especies de semilla pequeña, baja germinación y lento crecimiento
Inversión de capital inicial	Preparación de la tierra costosa, Costos de equipamiento en función del grado de mecanización	Mínima preparación de la tierra, estructuras y equipamiento costosos
Utilización	Producción grande de un número relativamente pequeño de especies, dependientes del clima	Viveros pequeños con muchas especies no dependientes del clima
Duración de la estación de crecimiento	Mejor para áreas de crecimiento largas	Mejor para áreas de crecimiento cortas
Cantidad de agua	Requiere mayor cantidad de agua	Requiere menor cantidad de agua

dos años. La primera fase anual en almácigo y la segunda en platabanda (plantas 1:1). No obstante, actualmente, se han producido masivamente en vivero plantas en contenedores durante un período vegetacional (1:0), con excelentes resultados.

3.2 Indicadores de calidad

Las plantas utilizadas en actividades de forestación no solo deben poseer un origen genético acorde al objetivo de la plantación y las condiciones del sitio en que serán establecidas, también deben cumplir con condiciones mínimas de calidad, entendida ésta como el conjunto de atributos que permitan

garantizar su capacidad para establecerse y crecer exitosamente en terreno.

Exceptuando las características genéticas, que quedan determinadas al momento de seleccionar la semilla, la calidad de las plantas está determinada en gran medida por su cultivo en vivero. Efectivamente, los atributos morfológicos, fisiológicos y sanitarios que condicionan la calidad de las plantas pueden ser manipulados durante la viverización, de modo que esta fase resulta fundamental para obtener plantas que exhiban un satisfactorio desempeño en terreno.

La experiencia señala que las plantas con distintos atributos morfológicos y fisiológicos tienen

diferentes comportamientos según los factores limitantes que el sitio presente (Escobar, 1990). La morfología no dice todo respecto de la calidad de una planta. La condición nutricional de las mismas, medida a través de la concentración foliar de nutrientes, está muy relacionada con el comportamiento que éstas puedan exhibir en terreno. En síntesis la combinación de parámetros o atributos morfológicos y fisiológicos determinan la calidad de la planta, el éxito en su establecimiento y su posterior desarrollo en terreno.

No obstante, los atributos morfológicos, pueden correlacionarse exitosamente con la supervivencia y el crecimiento inicial en terreno de muchas especies de uso forestal, señalándose que mientras más grande es la planta, mayor es su potencialidad de supervivencia (Aguiar y Mello, 1974). Por esta razón se consideran parámetros adecuados para evaluar la calidad de las plantas. A continuación se señalan algunos atributos morfológicos e Índices de calidad, medibles al final de la temporada de producción en vivero de plantas nativas, que permitirán caracterizar en forma cuantitativa la calidad de la planta.

3.2.1 Diámetro de cuello (DAC)

El diámetro a la altura de cuello es un indicador de la capacidad de transporte de agua hacia la parte aérea, de la resistencia mecánica y de la capacidad relativa de tolerar altas temperaturas de la planta. Esta variable se expresa generalmente en milímetros (mm). Arnold (1996) establece como indicadores de calidad de una planta la altura, el diámetro de cuello y el peso fresco de la planta, señalando que mientras mayor es el diámetro y el peso fresco de una planta, mejor será la calidad de ella.

3.2.2 Altura

La variable altura se relaciona con su capacidad fotosintética y su superficie de transpiración. Las plantas más altas pueden lidiar mejor con la vegetación competitiva, aunque esto implica

una buena salud fisiológica y un sistema radicular adecuado. Esta variable se expresa generalmente en centímetros (cm).

3.2.3 Razón altura/diámetro (A/D)

La Razón Altura/Diámetro, o Índice de Esbeltez (IE), es el cociente o razón entre la altura (cm) y el dac (mm) (ALT/DAC). Este índice relaciona la resistencia de la planta con la capacidad fotosintética de la misma (Toral, 1997). Valores entre 5 y 10 indican una mejor calidad de planta, valores sobre 10, indican una planta muy alta, respecto al dac, por su parte valores menores a 5, indican una planta de poca altura respecto al dac. También es usada la relación inversa dac (mm) y altura (mm) (DAC/ALT), el rango óptimo de este índice varía entre 1/100 y 1/50, dependiendo de la especie.

3.2.4 Razón tallo/raíz (T/R)

La Razón Tallo/Raíz, o Índice Tallo/Raíz (ITR), se define como la razón entre el peso seco de la parte



Foto 25: Plantas de Raulí 1-0 producidas en contenedor y corteza compostada. Esta planta cumple con los requisitos de la Norma chilena en diámetro de cuello y altura

Cuadro 8. Atributos morfológicos de las plantas de Raulí (NCh 2957/5, 2006).

Sistema de producción	Tipo de planta	Atributo	Magnitud
A raíz desnuda	1-0	Altura (A)	25 cm - 40 cm
		Diámetro de cuello (D)	> 5 mm
		Relación (D/A)	Mínimo 1/50
		Raíces	Longitud desde 8 cm a 15 cm
	2-0	Altura (A)	40 cm - 100 cm
		Diámetro de cuello (D)	>8 mm
		Relación (D/A)	Mínimo 1/50
		Raíces	Longitud desde 20 cm a 30 cm. Con abundante masa de raíces
Mixto	1*	Altura (A)	25 cm - 40 cm
		Diámetro de cuello (D)	>5 mm
		Relación (D/A)	Mínimo 1/50
		Raíces	Longitud desde 8 cm a 15 cm
A raíz cubierta	1-0*	Altura (A)	25 cm - 35 cm
		Diámetro de cuello (D)	>3 mm
		Relación (D/A)	Mínimo 1/83
		Raíces	Pan íntegro. Volumen mínimo de la cavidad 135 cm ³
1-0 : Planta cultivada por 1 temporada en la platabanda en que fue sembrada originalmente.			
2-0 : Planta cultivada por 2 temporadas en la platabanda en que fue sembrada originalmente.			
1* : Planta cultivada inicialmente en contenedor y luego trasplantada a platabanda, donde se mantiene hasta su despacho, todo esto en una temporada.			
1-0*: Planta cultivada 1 temporada en contenedor hasta su despacho.			

aérea (tallo y hojas) y el peso de la raíz. Determina el balance entre la superficie transpirante y la superficie absorbente de la planta. En general se exige que, lavada la planta y seca, el peso de la parte aérea no llegue a doblar al de la raíz (Montoya y Cámara, 1996). Generalmente, mientras más estrecha es la relación tallo/raíz (cerca a 1), mayor es la posibilidad de supervivencia en sitios secos.

3.2.5 Volumen de raíz

El volumen de raíz está dado fundamentalmente por el número de raíces laterales, la fibrosidad y la

longitud del sistema radicular. Un mayor número de raíces laterales y una mayor longitud de estas y de la raíz principal puede significar un aumento en la estabilidad de la planta y una mejor capacidad exploratoria de la parte superior e inferior del suelo para mantener el estado hídrico. Por su parte, una mayor fibrosidad conduce a una mayor capacidad de absorción y a un mayor contacto suelo-raíz.

3.2.6 Índice de Calidad de Dickson (IC)

Este índice integra la relación entre la masa seca total de la planta (g) y la suma del índice de

esbeltez (IE) y la relación parte seca aérea/parte seca radical o Índice de Tallo-Raíz (ITR). Este Índice expresa el equilibrio de la distribución de la masa y la robustez, evitando seleccionar plantas desproporcionadas y descartar plantas de menor altura pero con mayor vigor (Dickson *et al.* 1960; Fonseca *et al.*, 2002). De acuerdo con estudios realizados por Hunt (1990) en coníferas, un QI inferior a 0,15 podría significar problemas en el establecimiento de una plantación; García (2007), recomienda para latifoliadas un valor de QI de 0,2 como mínimo, para contenedores de hasta 60 ml, basado en resultados de plantaciones.

3.3 Estándares de producción de plantas

En Chile hasta el año 2006 no existían estándares oficiales para la planta tipo de una especie forestal determinada, en el año fue publicada en el Diario Oficial la Norma Chilena 2957 de Madera - Material de propagación de Uso Forestal para 5 especies forestales, Pino radiata (*Pinus radiata* D. Don), Eucalipto (*Eucalyptus globulus* Labill. y *Eucalyptus nitens* H. Deane *et* Maiden), Pino oregón (*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco) y Raulí (INN, 2006). Esta Norma nace como iniciativa

del INSTITUTO FORESTAL (INFOR) y fue preparada durante el año 2005 por la División de Normas del Instituto Nacional de Normalización y un comité conformado por la Corporación Nacional Forestal (CONAF), Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), Universidad de Concepción, Universidad Católica de Temuco, Forestal MININCO, Proplantas Ltda., Vivero Los Álamos, Vivero Santo Tomás, Agrícola los Olmos Ltda e INFOR.

Esta Norma hace mención a que el material de propagación de uso forestal debe cumplir con atributos morfológicos y fisiológicos, para el caso de Raulí aplica lo indicado en el punto 5.2 de la NCh 2957/0. Respecto a los atributos morfológicos en el Cuadro 8 se presentan los estándares exigidos para las plantas de Raulí (Foto 25). La Norma también señala los atributos morfológicos que son causales de descalificación o no certificación de plantas, y que dicen relación con daños o heridas presentes en el follaje, tallo, cuello y/o raíz de la planta. Si bien es cierto, esta Norma no incluye otras especies del Bosque Nativo, es una primera aproximación de valores deseables para ciertos atributos para especies de características similares.

4.

PRODUCCIÓN DE PLANTAS A RAÍZ CUBIERTA



4.

PRODUCCIÓN DE PLANTAS A RAÍZ CUBIERTA

4.1 Producción

Para lograr un buen desarrollo, tanto morfológico como fisiológico, las plantas necesitan condiciones medio ambientales que les permitan absorber energía para que se transformen en alimento (fotosíntesis) y liberar energía para lograr el crecimiento (respiración). Si bien existen otros factores que inciden en estos procesos, tales como oxígeno, humedad relativa y luminosidad, el factor determinante es la temperatura. Dependiendo de la especie, la temperatura óptima para el desarrollo de las plántulas normalmente varía en un rango que va entre 18 y 21 °C (Morales *et al.*, 1998). Temperaturas por sobre los 30 °C afectan adversamente al crecimiento, deteniéndolo completamente en casi todas las especies sobre los 35 °C (Ocaña, 1995).

Las plantas necesitan además, protección contra factores abióticos. Entre ellos se pueden señalar temperaturas extremas, viento y lluvia, sobre todo porque durante los primeros estados de desarrollo, los tejidos aún son débiles. Por lo anterior, las condiciones ambientales se pueden regular en el interior de una infraestructura física (invernadero) o al aire libre con la ayuda de alguna cubierta de fácil manipulación y de bajo costo.

4.1.1 A cielo abierto

La producción de un vivero a cielo abierto, se refiere a la instalación de éste al aire libre, sin considerar una infraestructura mayor que lo resguarde principalmente de factores abióticos. Para los viveros que producen en contenedor, Landis *et al.* (1995) señalan que, estos deben estar localizados en áreas con una buena iluminación natural, tanto en el transcurso del día como

durante toda la estación de crecimiento (Foto 26). Muchas veces la cantidad de sombra puede reducir la productividad y aumentar los costos. Esta situación se vuelve más crítica en los lugares donde existen condiciones permanentes de nubosidad, pero también aplica en los lugares soleados, en éste caso es relativamente fácil solución y basta con proporcionar sombra si ésta es requerida. Escobar (2007) señala que, los viveros con menor demanda de energía son los que producen plantas a cielo abierto, y sus mayores requerimientos están relacionados con el proceso de riego, siembra y personal.

Los factores de riesgo asociados a la siembra a cielo abierto, están relacionados fundamentalmente con el clima. La insolación, las heladas y las lluvias



Foto 26: Producción de plantas de especies nativas a cielo abierto, Vivero CTPF-INFOR, Región del Bío Bío.

torrentosas pueden dañar seriamente los tejidos delicados de las plántulas recién emergidas (Arnold, 1996). Por ello lo recomendable, en una primera instancia, es realizar el proceso de germinación en un ambiente con mayor protección ya sea con mallas o en invernadero, para posteriormente trasladar o repicar las plántulas al área de producción definitiva.

4.1.2 A cielo cubierto

Se distinguen dos tipos bajo sombreadero y bajo o en invernadero.

4.1.2.1 Sombreadero

El control de condiciones ambientales al aire libre es muy difícil de lograr. Para ello normalmente se utilizan cobertores como mallas plásticas (malla Raschel) o telas finas de diferente grado de permeabilidad a la luz directa, ubicadas a diversas alturas sobre los contenedores (Foto 27).



Foto 27: Producción de plantas de especies nativas bajo sombreadero, Vivero La Huella, Región de los Ríos.

El uso de un grado de permeabilidad determinado de los cobertores varía según el tipo de clima donde se ubica el vivero y la tolerancia de las especies a la sombra. En climas más secos, al igual que para especies más tolerantes, se usan coberturas más densas, llegando hasta 50 y 80% de disminución de luminosidad.

Cuando se producen plantas a raíz cubierta con este sistema de control ambiental, las acciones se facilitan cuando el vivero se encuentra en un lugar plano y no existen condiciones climáticas extremas. Escobar (2007) señala que, la producción de plantas a raíz desnuda y dependiendo de la latitud donde se establezca el vivero, el uso de sombreadero debiera ser temporal, empleándolo sólo en periodos críticos de la fase de establecimiento de las plantas, principalmente para aquellas menos tolerantes a la sombra, ya que esta etapa se dificulta cuando no existe luz suficiente para conseguir el desarrollo.

4.1.2.2 Invernadero

Un invernadero es un área protegida de las lluvias mediante la construcción de una estructura forrada habitualmente con algún tipo de plástico, y que permite temperaturas internas más altas que favorecen los procesos de germinación, especialmente en clima frío. En ambientes cálidos se pueden construir con paredes de sombra y techo de plástico. Para evitar excesos de radiación en el interior de los invernaderos es aconsejable colocar sombreaderos bajo el plástico para que actúe como filtro. La ventaja del invernadero es que permite disponer de plantas que, debido a su dificultad o lentitud para germinar y producirse, o de las cuales no existe información precisa, no son posibles de establecerlas en viveros a cielo abierto (Foto 28).

En general, un invernadero permite un mejor crecimiento de las plantas, aunque tiende a producirlas menos resistentes a la intemperie, por lo que al menos la fase de endurecimiento de las mismas debe efectuarse preferentemente al

aire libre y previo a la venta o establecimiento en terreno (Montoya y Cámara, 1996).

Normalmente se prefiere el empleo de los invernaderos para lograr la producción de plantas en una temporada cuando en producción normal se demoran dos temporadas, a causa de que bajo este sistema es posible un mejor control de la temperatura y humedad relativa. En algunos casos, se dispone de mecanismos como calefactores, extractores de aire y sistemas de ventilación y de riego para controlar estas variables. Si no se cuenta con estos mecanismos, las condiciones de temperatura en un invernadero pueden ser relativas de acuerdo a la estación del año, pudiendo alcanzar en temporada de invierno temperaturas de 12 a 14 °C, en tanto que en el verano este rango puede oscilar entre 18 y 25 °C. A menudo, la cubierta lateral de los invernaderos es movable, precisamente para permitir la ventilación cuando se presentan altas temperaturas.



Foto 28: Producción de plantas de especies nativas bajo invernadero, Vivero CTPF-INFOR, Región del Bío Bío.

Para la construcción de invernaderos de características forestales se utilizan comúnmente materiales plásticos como el polietileno y el policarbonato (Foto 29). La duración de estos materiales está directamente relacionada con su resistencia mecánica y a la degradación o envejecimiento producido por el clima de la zona, intensidad de la radiación ultravioleta recibida y de la temperatura de la propia lámina.

El Polietileno retiene la radiación de onda larga infrarroja emitida por los cuerpos, y esto permite elevar las temperaturas mínimas absolutas en 2 ó 3 °C, más altas que las registradas en los films no térmicos, mejorando de esta forma el balance de la temperatura. Suma a sus cualidades una mayor difusión de la luz solar eliminando las zonas de sombra dentro de los invernaderos, aumentando la precocidad de los cultivos. El espesor recomendado es de 150 ó 200 micrones. Si se utilizan espesores más bajos, las propiedades térmicas y mecánicas serán menores.

El Policarbonato es un polímero termoplástico con buena resistencia y de alta durabilidad. La presentación de este material es en planchas alveolares, que consta de 2 ó 3 paredes paralelas unidades transversalmente por paredes del mismo material. El grosor de las placas, que se puede encontrar en el mercado es de 4 a 16 mm. El policarbonato celular tiene una opacidad total a las radiaciones de longitud de onda larga. Es un material muy ligero, comparado con el grosor de la placa; aproximadamente es 10 a 12 veces menos que el vidrio, a igualdad de espesor. Además, estas placas pueden adaptarse en frío a estructuras con perfiles curvos de radio suave.

Estos invernaderos pueden ser construidos en bloques o individuales, siendo algunos factores climáticos como el viento los que inciden en la elección de estructuras individuales y factores económicos como costo de terreno, para elegir estructuras en bloques (Escobar, 2007).



Foto 29: Invernaderos de polietileno (izquierda) y policarbonato (derecha).

4.2 Sustrato

Un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que, colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta.

El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición mineral de la planta dependiendo de las características que este posea. Es importante por tanto, conocer sus propiedades físicas, químicas y biológicas previas a su uso en la propagación de cualquier especie. Dentro de las propiedades físicas se encuentran la porosidad, densidad, estructura y granulometría, las que afectarán tanto en el flujo y movimiento de elementos líquidos y gaseosos en su interior, como en la resistencia en la elongación de los tejidos vegetales. En cuanto a las propiedades químicas, son importantes las reacciones químicas, físico – químicas y bioquímicas, las que pueden influir en la disponibilidad de nutrientes, humedad u otros compuestos para la planta. Por último, las propiedades biológicas son una herramienta

relevante que permiten inferir velocidad de descomposición, efectos de los productos de descomposición y, la actividad reguladora del crecimiento que pudiera presentarse.

Los sustratos se clasifican según sus propiedades en químicamente inertes y químicamente activos. Los sustratos químicamente inertes cumplen un rol de soporte para la planta, pero los químicamente activos, además actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias de la planta. Entre estos sustratos se cuentan corteza de pino compostada y vermiculita.

Por otro lado, los sustratos se pueden clasificar según el origen de los materiales, en orgánicos e inorgánicos. Entre los materiales orgánicos, se encuentran los de origen natural como las turbas; de síntesis, como polímeros orgánicos no biodegradables; y, subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas, entre los que se incluye la corteza

de árboles. Entre los materiales inorgánicos o minerales, se encuentran los de origen natural, como arena, grava y tierra volcánica; los transformados o tratados, como perlita, lana de roca y vermiculita; y, los residuos y subproductos industriales, como las escorias de horno alto y estériles del carbón, entre otros.

Existen diversos tipos de sustratos para la producción de plantas a raíz cubierta, los que se utilizan de acuerdo a la disponibilidad y las exigencias del productor. Entre los tipos más conocidos se encuentran la corteza de pino insigne compostada y la turba. Estos pueden ser mezclados con algún otro material como perlita, arena y piedra volcánica, para mejorar su intercambio gaseoso.

Se pueden emplear cortezas de diversas especies vegetales, aunque la más empleada es la de pino, que procede básicamente de la industria maderera. Al ser un material de origen natural posee una gran variabilidad. Las cortezas se emplean en estado fresco (material crudo) o compostadas. Las cortezas crudas pueden provocar problemas de deficiencia de nitrógeno y de fitotoxicidad. Las propiedades físicas dependen del tamaño de sus partículas, y se recomienda que el 20 – 40% de dichas partículas sean con un tamaño inferior a los 0,8 mm. Es un sustrato ligero, con una densidad aparente de 0,1 a 0,45 g/cm³. La porosidad total es superior al 80 – 85%, la capacidad de retención de agua es de baja a media, siendo su capacidad de aireación muy elevada. El pH varía de medianamente ácido a neutro.

La corteza de pino compostada es el sustrato comercial más usado en Chile, debido a su disponibilidad y a sus buenos resultados en el desarrollo de las plantas. Como se trata de un desecho de aserraderos, se encuentra disponible y a bajo costo (US\$ 30-35 el m³). Por su alto contenido de taninos es necesario efectuar un lavado de estas sustancias tóxicas en la pila de compostaje, previo al inicio del proceso.

Las características propias de este sustrato son favorables a la producción de plantas, como son buena retención de agua, buena aireación y drenaje. Su pH ligeramente ácido, entre 4,5 y 6, idealmente 5,5, disminuye el ataque de hongos, bacterias y otros, debido a que afecta la actividad biológica dentro de las cavidades del contenedor y su poca fertilidad permite al viverista manejar la nutrición de la planta, regulando así el tamaño de ella o la condición que se pretende favorecer, es decir se puede retardar o acelerar su crecimiento en altura o su lignificación, según sean los requerimientos de plantas para las plantaciones (Sandoval y Stuardo, 2000; Escobar, 2007; Toro y Quiroz, 2007).

Por medio de la técnica de compostación aeróbica se transforma la corteza en un medio de cultivo que se caracteriza por ser aséptico, inerte, de bajo peso, de alta porosidad y de buena retención de humedad (Cabrera, 1995). A través de este proceso se pretende, entre otras cosas, llegar a eliminar las sustancias orgánicas que actúan como inhibidoras del crecimiento (Zötl, 1977, cit. por Huss, 1998). Requiere de cuatro elementos básicos para poder realizarse: material orgánico, microorganismos, humedad y oxígeno (Csiro, 1978, cit. por Cabrera, 1995).

El material orgánico es aportado por la corteza y basa su calidad en variables como el tamaño de las partículas y la razón carbono nitrógeno (C/N), siendo esta última la más importante. En general se recomienda un tamaño de partículas de la corteza menor a 1 cm y una razón C/N superior a 35:1, valores de 50:1 o mayores pueden producir problemas en la germinación de las semillas (Escobar, 2007). Al respecto la Norma Chilena de Compost NCh 2880 de 2004 (INN, 2004) señala que, la relación C/N debe ser menor o igual a 30 ó 25, dependiendo de la clase de compost analizado (tipo A o B). La relación C/N para dichos valores indicaría que su incorporación en el suelo no generaría problemas de inmovilización de nitrógeno (Varnero *et al.*, 2007).

En cuanto a los microorganismos, éstos son principalmente bacterias, hongos y actinomicetes (microflora), los cuales liberan dióxido de carbono, agua y energía, se reproducen y finalmente mueren.

El contenido de humedad en la pila de compostaje es muy importante. Si su valor es bajo (menor de 30 ó 40% base húmeda), implica una lenta descomposición. Si por el contrario es muy alto (sobre el 70 u 80% base húmeda) se impide la entrada de oxígeno, produciendo pérdidas de nitrógeno por lixiviación. El contenido óptimo de humedad se encuentra entre 55 y 60% base húmeda (Dalzell *et al.*, 1991; Csiro, 1978, cit. por Cabrera, 1995). No obstante, según indica la Norma NCh 2880, el compost debe presentar un contenido de humedad entre 30 y 45% de la masa del producto, en base húmeda (INN, 2004).

El abastecimiento adecuado de aire a todas partes de la pila en compostaje permite el abastecimiento de oxígeno a los organismos y sirve para eliminar el dióxido de carbono producido en el proceso (Dalzell *et al.*, 1991). Los niveles óptimos de oxígeno varían entre 5 y 12% (Hointink y Poole, 1980 cit. por Cabrera, 1995). La aireación se logra por el movimiento natural del aire hacia el interior de la pila, mediante el volteo periódico del material, manual o mecánicamente, o bien, insuflando aire al interior de la pila por medio de un ventilador. Sandoval y Stuardo (2000), indican que la aireación es posible mejorarla agregando material de mayor tamaño a la pila, que deje espacios suficientes, como por ejemplo ramas o partículas de corteza.

Además de estos elementos, normalmente se requiere la incorporación de nitrógeno, fósforo, potasio y calcio, entre otros, para tener tasas altas de descomposición, aumento de temperatura (llegando hasta 70°C) y mejoramiento en la calidad microbiana. Para este efecto se recomienda la incorporación de Urea en dosis de 3 kg/m³ de corteza.

La capacidad de intercambio catiónico (CIC), es uno de los atributos más importantes relacionados con la fertilidad del medio de crecimiento, y se define como la capacidad del medio o sustrato para absorber iones cargados positivamente o cationes. En su evaluación se estima que mientras más alto es el valor de la CIC, mayor es la capacidad del sustrato para retener nutrientes (Landis *et al.*, 1989; Escobar, 2007). Toro y Quiroz (2007), indican que valores entre 40 a 60 cmol/kg, como deseables para la CIC de un sustrato.

Se recomienda efectuar una desinfección del sustrato previo a su uso para producción, con la finalidad de eliminar posibles factores de riesgo y a la ocurrencia de los mismos. Estos factores dicen relación con el daño por hongos, insectos, bacterias y nemátodos en las plantas (Vásquez, 2001). Generalmente se produce una menor germinación, *dumping off* pre y post germinación, incluso existe una predisposición al ataque de larvas subterráneas y *Agrobacterium tumefaciens*, por lo tanto se aconseja la aplicación de insecticidas, fungicidas, y/o herbicidas.

4.3 Contenedores

La obtención de plantas de calidad es una compleja tarea que se realiza en vivero conjugando diversas variables que contribuyen a obtener el producto deseado. Particularmente, una de las principales variables que maneja el viverista en la producción de plantas es el tipo de contenedor que será utilizado.

El sistema de contenedores se asocia a una fácil manipulación y ordenación de plantas, disminución de superficie y volumen de sustratos requeridos. Sin embargo, requiere de una fuerte inversión inicial que puede ser amortizada entre 3 a 4 años en un vivero de tipo permanente. El contenedor influye en atributos morfo-fisiológicos de las plantas tales como longitud y volumen radicular, altura y diámetro de cuello, área foliar, biomasa y estado nutricional de plantas.

Los contenedores son los envases donde crecen las plantas hasta el momento de ser llevadas a la plantación. Su principal función es sostener el sustrato, el cual aporta a las raíces agua, aire, nutrientes minerales y soporte físico (Peñuelas, 1995; Dumroese *et al.*, 1998).

El tamaño del contenedor tiene una correlación directa con los parámetros morfológicos de las plantas a producir (Domínguez *et al.*, 1997; Domínguez *et al.*, 2000). A mayor volumen del contenedor se obtendrán valores superiores de altura y diámetro de cuello (DAC). El tamaño de la sección transversal del contenedor, expresado en número de celdas por metro cuadrado, determina la densidad del cultivo, variable que influye en el desarrollo de las plantas. Así, con alta densidad de cultivo normalmente se producen plantas de escaso diámetro, pudiendo manifestarse ahilamiento (fragilidad del tallo que se curva con facilidad con su propio peso); como contrapartida,

una baja densidad de cultivo puede generar plantas con poco crecimiento en altura.

Otra característica del contenedor es la profundidad del mismo. Contenedores de mayor profundidad y de sección estrecha pueden restringir la aireación del sustrato y las raíces, deteriorando la calidad de las plantas. Aún así, la mayor longitud o profundidad del contenedor puede ser una característica deseable en la producción de especies que desarrollan una fuerte raíz pivotante (Domínguez, 1997). Incluso el color del contenedor, así como el material que los conforma, influye en alguna medida sobre la desecación de las plantas, los colores oscuros provocan un aumento de temperatura y evaporación, sobre todo en las plantas expuestas directamente al sol, afectando a la supervivencia y desarrollo de éstas (Domínguez, 2000). Desde el punto de vista operativo, existen algunas ventajas e inconvenientes en el uso de contenedores que se presentan en el Cuadro 9.

Cuadro 9. Principales ventajas e inconvenientes operativos en la producción de plantas en contenedores (Navarro y Pemán, 1997).

Actividades	Ventajas Inconvenientes
Necesidad de menor superficie y menos requerimientos para su instalación.	Costos de las infraestructuras, sobre todo si la producción se realiza en invernadero; Requiere un mejor diseño y una definición adecuada de los flujos.
Mejor control de las variables de cultivo, lo que permite adaptarlas a la planta tipo que se quiere obtener; Producción de plantas de características más uniformes; Aplicación más regulada y precisa del riego y la fertilización; Permite una mayor mecanización y reduce la mano de obra; Mejor control de las variables de calidad de planta; Único sistema de producción para especies que no toleran el repique convencional.	Sistema radical completo pero controlado en su crecimiento, lo que puede producir algunos problemas en las plantas; Dificultad para la producción de especies que necesitan volúmenes grandes de la raíz; Mayor costo de producción, para una misma especie y edad.
Reduce los problemas de desecación y daños durante el transporte; Facilita la mecanización del proceso.	Posibles problemas en la recuperación de los envases; Peso y volumen de los envases, lo que puede incrementar el costo de la operación.
Mayor resistencia de la planta al estrés de plantación, en particular en condiciones adversas; Facilita el proceso de plantación; Mayor posibilidad de arraigo al no tener mutilaciones el sistema radical; Permite alargar las campañas de plantación en climas con largos inviernos o sequías tempranas.	Problemas de reacción de la planta para crecer fuera del cepellón.

4.3.1 Tipos de envases

El tipo y tamaño del contenedor a emplear depende de diversos factores tales como el tamaño de la semilla, tamaño final de la planta, condiciones ambientales del sitio de plantación, comportamiento de la raíz al medio de crecimiento; del volumen de raíces, además de factores económicos como el precio del contenedor, disponibilidad y diseño de contenedores, volumen de sustrato y del espacio disponible en el vivero.

En la actualidad existen diversos tipos de envases, los que como principio general deben permitir un buen desarrollo de las raíces y evitar su espiralamiento (Lamprecht, 1990; Montoya y Cámara, 1996; Dumroese *et al.*, 1998).

Para la producción de plantas nativas a raíz cubierta se utilizan básicamente tres tipos de contenedores, según material y forma, los que se implementan, buscando un adecuado desarrollo radicular y mayores posibilidades de mecanizar su manejo.

Bolsas de polietileno: bolsas individuales de polietileno de sección circular ortogonal. Las más utilizadas son de color negro y tienen dimensiones, en largo y ancho, de 10 x 20 cm y de 8 x 15 cm, lo que representa volúmenes para el sustrato de 600 y 300 cm³, respectivamente. En general, su uso ha disminuido debido al elevado costo de producción, al emplear altos volúmenes de sustrato y un lento reordenamiento de las plantas; y a que las raíces tienden a formar un espiral, lo que en algunos casos produce el secamiento de la planta, una vez que ésta se establece en terreno (Foto 30 izquierda).

Tubetes insertados en bandejas: corresponden a envases plásticos individuales de sección cuadrada cónica, los cuales se insertan en bandejas o mallas de alambre (Foto 30 centro). Los volúmenes más utilizados fluctúan entre 80 y 300 cm³. Presentan facilidades para el reordenamiento de las plantas y son reutilizables (Cuadro 10).



Foto 30: Producción de plantas de Hualo en bolsas de polietileno (izquierda), plantas de Raulí en tubetes (centro) y plantas de Canelo en bandeja (derecha).

Cuadro 10. Características de contenedores (almacigueras y tubetes) más utilizados en viveros nacionales.

Tipo de contenedor	Almaciguera (Poliestireno expandido)						Tubete			
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4
cm ³ por Cavity	56	75	95	100	130	280	84	100	140	310
Cavidades por Almacigueras	104	135	112	84	84	60	135	126	188	24
Cavidades por m ²	416	540	448	336	336	240	336	336	336	336
Profundidad cavity (mm)	70	115	140	100	140	140	100	336	152	145
Diámetro Superior cavity (mm)	42	38	39	46	46	56	46	45	45	45
Largo (mm)	640	640	640	640	640	640	640	600	640	400
Ancho (mm)	390	390	390	390	390	390	390	38	56	63
Alto (mm)	70	115	140	100	160	140	100	120	140	45

Bandejas de poliestireno expandido (Styrobloks): son bandejas de poliestireno en forma de pirámide invertida, no separable ni biodegradable. Los volúmenes de las cavidades más utilizadas en las bandejas oscilan entre 56 y 100 cm³ para las especies exóticas más plantadas (Foto 30 derecha). Para especies nativas un volumen de contenedor de 130 cm³ ha permitido producir plantas de una temporada de buenas características. A nivel operacional son los contenedores más utilizados por sus facilidades de almacenaje, limpieza, llenado y transporte, y por la posibilidad de ser reutilizados.

4.3.2 Selección de envases

La selección del tipo de envase a emplear, puede estar determinada por la producción y la condición particular de plantación (Tinus y McDonald, 1979; Peñuelas, 1995). Generalmente la elección del tipo y tamaño de envase, se define por los costos operacionales en la producción de plantas y por los resultados de sobrevivencia y crecimiento de la plantación (Tinus y McDonald, 1979).

Las consideraciones más importantes desde el punto de vista operativo deben ser el costo del envase y disponibilidad, duración y reutilización, capacidad para examinar el medio de cultivo y el crecimiento de las raíces, capacidad de intercambiar y rellenar envase, manejo, transporte

y almacenamiento (Peñuelas, 1995). Con respecto al manejo, dependiendo del tipo y volumen del contenedor, se pueden considerar aspectos tales como: frecuencia de riego, fertilización y control de sustrato. Finalmente las características de las plantas a producir, en cuanto, a dimensiones y calidad.

Existe una relación directa entre el volumen del sustrato y el desarrollo inicial de las plántulas. Por lo general, envases con volúmenes mayores tienden a producir plantas más desarrolladas (Peñuelas y Ocaña, 1994). En esto puede influir que los contenedores más pequeños tienen una proporción más grande de su volumen en condiciones saturadas, por lo que normalmente requieren un sustrato con una mayor porosidad que los envases más grandes. A pesar de esto, experiencias con Raulí, demuestran que las plantas una vez establecidas en terreno tienden a uniformar sus dimensiones, independiente de su tamaño inicial (Grosse y Pincheira, 1998). Esto se da sólo si no se sobreponen otros factores como falta de agua y excesiva competencia, lo que perjudica mayormente a las plantas con menor desarrollo. En términos generales Escobar (2007) señala que, mientras más estrés hídrico presente el lugar a plantar, mayor debe ser la longitud del contenedor a utilizar, más gruesa y resistente a la flexión será la planta.

Arizaleta y Pire (2008) señalan que, la selección del contenedor más apropiado dependerá del balance entre la calidad de la planta producida y el costo de su producción.

La tendencia hoy en día es emplear contenedores de dimensiones pequeñas a medianas, de materiales livianos y forma cuadrada cónica, lo cual disminuye los costos de reposición, permite una mayor producción, facilita el transporte y evita deformaciones en las raíces de las plantas (Cuadro 10). Con respecto a esto último, Peñuelas (1995) y Dumroese *et al.* (1998) señalan que, las paredes verticales en los contenedores tienden a evitar el espiralamiento de las raíces, lo que es un problema normalmente detectado en la producción con bolsas de polietileno. Envases de bandejas de poliestireno expandido (Styrobloks) ofrecen estas características, por tal razón son utilizados mayoritariamente por los viveros comerciales que producen plantas nativas bajo este sistema.

4.3.3 Ubicación

La ubicación que tendrán los contenedores en un vivero instalado en la intemperie o a cielo abierto, debe asegurar que las plantas reciban la mayor cantidad de luz posible durante el día y periodo de crecimiento. Por ello se deben preferir las orientaciones norte y sur y si es en llano central, las orientaciones sureste-noroeste (Escobar, 2007).

Los contenedores con las plántulas en desarrollo deben ser ubicados en un lugar que permita facilitar su manipulación y acondicionamiento a través de las labores culturales, como riego, fertilización y, eventualmente, control de maleza. Para ello se pueden ubicar en el interior de un invernadero o a la intemperie, con un sistema de cobertura variable, sobre mesones especiales. Estos últimos pueden ser construidos con una malla metálica rígida que actúa como plataforma donde van colocadas las bandejas. No obstante, lo comúnmente construido por costos, rapidez y simpleza de instalación son los mesones de

madera, con postes impregnados y alambre. El alto de los mesones es variable y varía desde 30 cm sobre el suelo hasta aproximadamente 1 m, en función de la facilidad de operación del viverista, las horas de frío necesarias, el viento, entre otros factores.

4.3.4 Llenado

Una vez seleccionados los contenedores deben ser llenados con el sustrato especialmente preparado. Esta actividad puede realizarse en forma manual o mecánica dependiendo de la magnitud de la producción y de los recursos disponibles. El llenado se debe realizar hasta el borde superior del envase, cuidando de no compactarlo y no impedir la siembra de la semilla y posterior tapado de ellas (Dumroese *et al.*, 1998; Escobar, 2007).

Previo al llenado, se deben lavar los contenedores con agua, idealmente con algún sistema de presión que facilite la remoción del sustrato anterior adherido entre las paredes. Se recomienda además, bañarlos con una mezcla de látex y oxiclورو de cobre, lo que permite fijar el sustrato en el envase y actúa, al mismo tiempo, como podador químico de las raíces.

4.4 Siembra y Repique

La siembra se lleva a cabo inmediatamente después del tratamiento pre-germinativo (ver punto 2.8) de las semillas y puede ser en forma manual o mecanizada. Independientemente del tipo de siembra que se realice, Escobar (2007) menciona algunos pasos relacionados con el proceso de siembra, que corresponden a: marcación del punto de siembra, ubicación de las semillas sobre el sustrato, tapado de las semillas, y riego.

La siembra manual se puede efectuar en dos modalidades, siembra directa al contenedor y siembra en almácigo. Esta situación depende básicamente del tamaño de la semilla, de su

facilidad de manipulación y de su calidad (Navarro y Pemán, 1997). Este sistema requiere para una correcta ejecución y óptimos resultados, una gran cantidad de mano de obra del mismo nivel de especialización para que esta sea regular y homogénea.

Se recomienda sembrar a profundidad constante aproximadamente dos veces el diámetro de la semilla, cuando esta es pequeña. En el caso de semillas como Pitao, Avellano y Hualo es posible sembrarlas a una profundidad de una vez el diámetro.

La siembra manual directa consiste en colocar las semillas directamente en el contenedor con sustrato. Dependiendo de la viabilidad de la semilla, varía el número a depositar por envase, normalmente entre una a dos por cavidad. Previo a la siembra, se riegan las bandejas hasta que se comprueba el humedecimiento completo del sustrato. Como principio general se considera una profundidad de siembra igual al doble del diámetro de la semilla.

El orificio donde esta se ubica se puede realizar con un objeto pequeño como un lápiz, o bien, presionando levemente con el dedo anular. Posteriormente, se tapa completamente el orificio con el mismo sustrato y se identifica la bandeja con antecedentes tales como la especie, procedencia y fecha de siembra. El rendimiento de la siembra manual en contenedores puede alcanzar un promedio de 2.000 a 2.500 cavidades/jornada hombre.

Las almacigueras son cajones de tamaño y peso apropiado, que permiten un fácil manejo al operario. Esta siembra consiste en depositar una fina capa de semillas homogéneamente distribuidas en una almaciguera con sustrato (Navarro y Pemán, 1997), el cual puede ser el mismo preparado para los contenedores.

La siembra en almácigo es recomendable cuando la germinación es menor a un 40%, lo que ocurre

comúnmente con semillas de muy pequeño tamaño y con calidad deficiente. También, se utilizan las almacigueras cuando la germinación de algunas semillas es irregular.

Luego, las semillas son cubiertas con una capa de sustrato fino, como aserrín de pino hervido en agua, dándole una profundidad similar a una siembra directa normal. Finalmente la almaciguera se riega e identifica con los antecedentes ya señalados.

La siembra mecanizada a diferencia de la manual es rápida y de mayor precisión. Se realiza con una máquina eléctrica programada que va llenando y regando en forma sistemática las bandejas con los contenedores. Basa su funcionamiento en una bomba al vacío, que succiona una o dos semillas, las cuales coloca dentro de un orificio hecho con agujas en los envases que avanzan en sentido contrario y en forma perpendicular a través de una correa transportadora. Con este método se logran rendimientos de siembra que fluctúan entre 33.600 y 41.600 plantas por jornada de 8 h.

A diferencia del sistema de producción a raíz desnuda, la época de siembra en los contenedores corresponde a un período de tiempo más flexible, debido a que las condiciones ambientales pueden ser manejadas en el lugar donde se producen, principalmente las temperaturas a la cual germinan las especies (Dumroese *et al.*, 1998). Aún así, es necesario contar con un programa de producción que permita obtener la planta en el momento en que comience la época de plantación (por ejemplo en la zona central de nuestro país para junio o julio; más al sur puede ser hasta septiembre).

Con el sistema de producción en contenedores, bajo condiciones controladas en invernadero, es perfectamente posible producir plantas de especies nativas en un ciclo de producción de 9 a 10 meses y menos. Para ello, se recomienda realizar la siembra entre los meses de agosto y septiembre, con lo cual se asegura que las plantas

están preparadas para su plantación en el mes de junio del año siguiente. No obstante, algunos autores, recomiendan sembrar semillas como Avellano, Queule, Maitén y Pitao en otoño, o una vez que las semillas han sido colectadas (Donoso y Escobar, 1986a y 1986b; Cabello y Camelio, 1996).

El repique consiste en trasplantar las plántulas emergidas desde la almaciguera a los contenedores. Entre sus ventajas esta el aprovechar en su totalidad la capacidad de germinación de las semillas, selección de plántulas de mayor vigor e inducir una mejor formación radicular. Una de las desventajas de esta práctica se debe a que una planta trasplantada no logra alcanzar el desarrollo de una no trasplantada (Escobar, 2007). Normalmente se realiza luego de que las plántulas forman completamente sus dos primeros pares de hojas verdaderas, por ejemplo

para las especies forestales más utilizadas del género *Nothofagus* (Roble, Raulí y Coigüe), esto ocurre entre 3 y 4 semanas. Morales *et al.* (1998), aconsejan tener las siguientes consideraciones al momento de efectuar un repique:

- Se debe realizar en un lugar protegido de condiciones ambientales extremas, especialmente del viento y altas temperaturas.
- Como instrumento de ayuda se deben utilizar pinzas metálicas o plásticas, con las cuales se extrae la plántula de la almaciguera y se introduce la raíz en el sustrato del contenedor. La manipulación directa puede provocar quemaduras o deshidratación de las raíces.
- Una vez repicadas las plántulas deben ser regadas inmediatamente.

5.
MICORRIZACIÓN



5. MICORRIZACIÓN

Las micorrizas (*mycos* = hongo, *rhiza* = raíz) constituyen entidades simbióticas entre un hongo y las raíces de una planta. El nombre fue dado por el botánico alemán Albert Bernhard Frank en 1885, aunque estas asociaciones fueron estudiadas sólo a partir de 1910, y gracias a los trabajos desarrollados por Mosse, en 1955, comienzan a tomar importancia en estudios de crecimiento de vegetales y las asociaciones que se suceden con otros agentes del suelo (Vasco, 2003).

Se estima que alrededor del 95% de las plantas vasculares participan en este tipo de asociaciones, existen excepciones como las familias de las crucíferas, ciperáceas y quenopodiáceas, las cuales no llegan a formar simbiosis (Honrubia cit. por Reyna, 2000).

Aunque la simbiosis entre hongo y planta se encuentra muy extendida en los variados ecosistemas terrestres, los fenómenos de degradación y el uso indiscriminado de sustancias químicas, ha planteado la necesidad de aplicar técnicas como la micorrización inducida, mediante el uso de inoculantes micorrícicos, en las plantas desde la etapa de viverización.

Las micorrizas funcionan como un sistema de absorción que se extiende por el suelo y es capaz de proporcionar a la planta agua y nutrientes, como el nitrógeno y fósforo, y el hongo por su parte recibe de la planta azúcares y carbohidratos provenientes de la fotosíntesis, elementos fundamentales para su desarrollo. Otros

beneficios que otorga la presencia de hongos, están el aumento de la resistencia de las plántulas a la sequía, a temperaturas del suelo y valores de pH extremos, a ataques de hongos patógenos, áfidos y nemátodos, y además proporcionan hormonas estimulantes del crecimiento, como auxinas, citoquininas, giberelinas y vitamina B. Estas últimas se traducen en un aporte adicional, ya que son producidas simultáneamente por la planta, lo que contribuye de esta manera a favorecer un crecimiento y longevidad mayor de las raíces (Slankis, 1973, cit. por Ipinza y Serrano, 1982).

5.1 Asociaciones Micorrícicas de Importancia

Harley y Smith (1983, cit. por Martínez, 1999), proponen una clasificación de las micorrizas que se basa en las características morfológicas de la infección y en los taxones de los simbioses, distinguiendo siete tipos: ectomicorrizas, endomicorrizas o micorrizas vesículo-arbusculares (VA), ectendomicorrizas, arbutoides, monotropoides, ericoides y orquidioides. Los grupos más importantes desde el punto de vista forestal pertenecen a las ectomicorrizas y endomicorrizas.

Dentro de nuestra flora arbórea autóctona del sur de Chile, que comprende un total aproximado de 84 especies, el 50% corresponde a taxas endémicos (Cifuentes, 1995). De ellos, sólo el género *Nothofagus* se presenta como asociadas a hongos ectotróficos (o ectomicorrícicos), y

los restantes a asociaciones endomicorrícicas (Garrido, 1986; Cifuentes, 1995). En las zonas áridas y semiáridas existe también un predominio de especies arbóreas y arbustivas ligadas a las endomicorrizas como son Algarrobo, Boldo, Peumo, Quillay, entre varios otros.

5.1.1 Ectomicorrizas

Dentro del total de especies asociadas a las micorrizas, sólo el 3 al 5% de los vegetales de todo el mundo establecen relaciones de tipo ectomicorrícicas (Trappe, 1977). A pesar de ello, su importancia en el mundo forestal es enorme debido a que se trata de especies vegetales de gran interés económico y ecológico, entre las se encuentran especies de las familias de las *Betulaceae*, *Fagaceae*, *Pinaceae* y *Salicaceae*, y de géneros como *Pinus*, *Fagus*, *Larix*, *Picea* y *Nothofagus* (Alvarez, 1991; Martínez, 1999).

Según lo señalado por Donoso (1981), en los bosques chileno-argentinos, la existencia de micorrizas ectotróficas ha sido demostrada en sucesivos estudios para los bosques de *Nothofagus* de la zona húmeda y la zona patagónica (Singer y Morello, 1960; Singer y Moser, 1965; Singer, 1971). Según estos estudios, los bosques dominados por Coigüe, Coigüe de Chiloé (*Nothofagus nitida*), Coigüe de Magallanes (*Nothofagus betuloides*), Ñirre (*Nothofagus antarctica*), Raulí, Roble y Lenga (*Nothofagus pumilio*), son comunidades cuya existencia depende de la formación de este tipo de micorriza. Según Singer y Morello (1960), la asociación micorrícica como una unidad biológica, tiene mayor plasticidad que cualquier otro elemento forestal sin micorriza. Por tal razón, las especies del género *Nothofagus* se distribuirían tan homogéneamente en los bosques mixtos, permitiendo a este género ser más agresivo y resistente a condiciones adversas, logrando mantenerse en áreas deterioradas, permitiéndole actuar a las especies de este género como pioneras.

Las ectomicorrizas principalmente incluyen a los *Basidiomycetes*, *Ascomycetes* y algunos *Zygomycetes*, las cuales forman un verdadero manto de hifas que recubre las raíces, penetrando en los espacios entre las células corticales, desarrollando lo que se denomina red de Hartig (Figura 1).

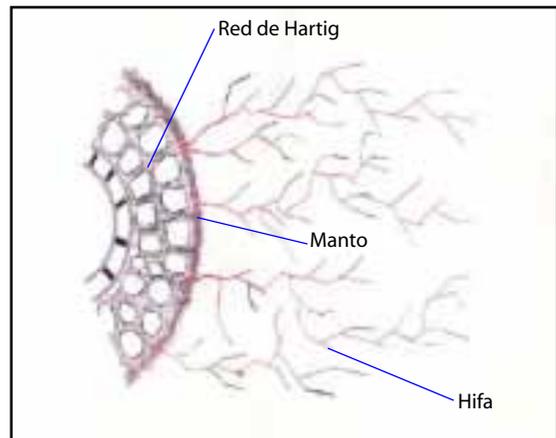


Figura 1: Esquemas de una ectomicorriza (Información modificada de Mikro-Tek).

La mayoría de los *Basidiomycetes* ectomicorrícicos son miembros del orden Agaricales, entre los que se encuentran importantes géneros como *Boletus*, *Cortinarius*, *Descolea*, *Amanita* y *Russula*. Otros miembros importantes son del orden *Gomphales* con el género *Ramaria* y en menor proporción de la clase *Ascomycetes* con el género *Morchella*.

La característica principal de las ectomicorrizas es la formación de cuerpos frutales que sobresalen del suelo, siendo algunos de estos de alto valor comercial (Figura 1), lo que ha motivado en determinados casos a replantear la estrategia para su utilización en plantación y reforestación orientada tanto hacia la producción de madera como hacia la producción de hongos (Becerril, 1996).

Dentro de los hongos micorrícicos importantes asociado al bosque nativo, y que producen cuerpos frutales comestibles, se encuentran las



Foto 31. Algunas especies de hongos comestibles asociados a *Nothofagus*: *Boletus Loyo* (izquierda), *Morchella* sp. (centro) y *Ramaria* (derecha)

especies pertenecientes a los género *Morchella* (morchela) y *Ramaria* (changle), junto con las especies *Boletus loyo* (loyo) y *Cortinarius lebre* (lebre u hongo liebre). Actualmente estas especies son muy apreciadas a nivel internacional, no sólo por sus cualidades culinarias sino que también por sus eventuales propiedades farmacológicas (Foto 31).

Cuadro 11. Hongos micorrícicos asociados a especies del género *Nothofagus* (Garrido, 1986).

Especie hospedante	Hongo micorrícico asociado
<i>Nothofagus</i> spp.	<i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius lazoi</i> , <i>Descolea antarctica</i> , <i>Hebeloma mesophaeum</i> , <i>Laccaria echinospora</i> , <i>Russula nothofaginea</i>
<i>N. nervosa</i>	<i>Amanita diemii</i> , <i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius austrosalor</i> , <i>Gomphus nothofagorum</i> , <i>Hygrocybe proteus</i> , <i>Ramaria zippelii</i>
<i>N. antarctica</i>	<i>Cortinarius acerbus</i> , <i>Hygrocybe araucana</i> , <i>Inocybe briggesiana</i> , <i>Laccaria glaerinoides</i> , <i>Thaxterogaster albocanus</i> , <i>Thelephora terrestris</i>
<i>N. betuloides</i>	<i>Amanita umbrinella</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>Elasmomyces nothofagi</i> , <i>Hygrocybe araucana</i> , <i>Laccaria laccata</i> var. <i>laccata</i> , <i>Tricholoma cortinatellum</i>
<i>N. dombeyi</i>	<i>Amanita diemii</i> , <i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>Dermocybe luteostriatula</i> , <i>Gastroboletus valdivianus</i> , <i>Gomphus nothofagorum</i>
<i>N. glauca</i>	<i>Cortinarius austroturmalis</i> , <i>C. columbinus</i> , <i>C. elaiotus</i> , <i>C. gracilipes</i> , <i>C. maulensis</i> , <i>C. viridulifolius</i> .
<i>N. leonii</i>	<i>Cortinarius maulensis</i> , <i>C. viridulifolius</i> .
<i>N. nitida</i>	<i>Cortinarius austroacutus</i> , <i>Dermocybe heterochroma</i> , <i>Inocybe paucigibba</i> , <i>Laccaria tetraspora</i> , <i>Paxillus boletinoides</i> var. <i>boletinoides</i> , <i>Tricholoma fusipes</i> .
<i>N. obliqua</i>	<i>Amanita gayana</i> , <i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius flammuloides</i> , <i>Gastroboletus valdivianus</i> , <i>Porpoloma portentosum</i> , <i>Ramaria valdiviana</i>
<i>N. pumilio</i>	<i>Amanita umbrinella</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>Dermocybe luteostriatula</i> , <i>Elasmomyces nothofagi</i> , <i>Gautieria chilensis</i> , <i>Laccaria tetraspora</i>

Garrido (1986 y 1988) identificó que, los principales hongos ectomicorrícicos asociados al género *Nothofagus* pertenecen al género *Cortinarius* (Cuadro 11). En Anexo 10.3 se entrega un listado más detallado de los hongos que se asocian a este género.

5.1.2 Endomicorizas

Las micorizas más extendidas a nivel mundial son las de tipo vesículo-arbuscular (VA). Este tipo de micorriza se encuentra en la mayoría de las plantas agrícolas y árboles forestales, y está presente en la mayoría de las Angiospermas. La asociación simbiótica VA se forma en muchas especies perennes leñosas, incluyendo muchas Gimnospermas (Harley y Smith, 1983).

Estas asociaciones pertenecen a la clase *Zigomicetes* y se caracterizan por la producción de estructuras llamadas arbusculos (en todos los casos) y vesículas (en la mayoría de ellos). Estas últimas, son estructuras globosas inter o intracelulares irregulares cuya función es de actuar como órganos de reserva de lípidos. En cambio los arbusculos, son considerados los sitios de mayor intercambio simbiótico con la planta hospedante en la cual se realiza la transferencia de nutrientes (Brundrett *et al.*, 1996) (Figura 2).

Godoy y Mayr (1989) mencionan que, la mayoría de las especies de coníferas chilenas poseen una extraordinaria capacidad de adaptación, pues sobreviven frecuentemente bajo condiciones extremas, condición que estaría muy relacionada al papel que cumplen las asociaciones micorrícicas en estas especies. De los estudios realizados por estos autores, indican relaciones endomicorrícicas para *Araucaria*, Ciprés de la cordillera, *Alerce* (*Fitzroya cupressoides* I.M. Johnst.), Ciprés de las guaitecas (*Pilgerodendron uviferum* (D. Don) Florin), Ciprés enano (*Dacrydium fonckii* (Phill.) Florin), Mañío de hojas punzantes (*Podocarpus nubigena* Lindl.), Mañío de hojas largas (*P. salignus* Lindl.), Lleuque (*Prumnopitys andina* (P. et E.) de Laub.) y Mañío de hojas cortas (*Saxegothaea conspicua* Lindl.).

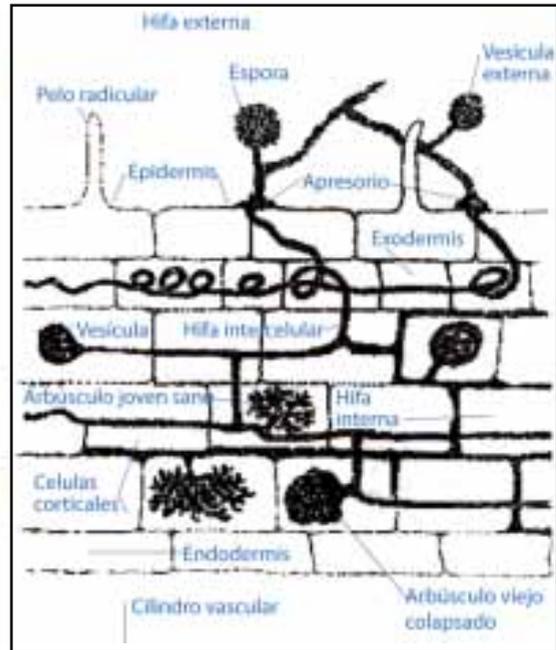


Figura 2. Anatomía de una endomicorriza o micorizas vesículo-arbuscular (Información modificada de Mikro-Tek).

5.2 Micorrización en Vivero

La formación de la micorriza consiste en poner en contacto una raíz de crecimiento activo con algún tipo de hongo micorrícico a través de un proceso de inoculación por medio del uso de esporas o micelio.

En los trabajos de micorrización se deben considerar las interacciones que existen entre la planta hospedera, el hongo simbiote y el suelo donde finalmente llegará a desarrollarse. Además, en este proceso existen varios factores que pudieran afectar el proceso o los porcentajes de micorrización de las plantas, dentro de los cuales se mencionan algunas consideraciones importantes como son:

- El estado fisiológico de la planta y su edad;
- Las condiciones fisiológicas del hongo;
- Presencia de otros hongos que compitan o antagonicen en la formación de micorizas;
- Disponibilidad que tengan los hongos de recursos de carbono,

- La compatibilidad entre hongo micorrícico y planta hospedante;
- El contenido de nutrientes y agua en el suelo;
- El pH del suelo, su estructura y aireación;
- La posible fauna microbiana que se encuentre en el sustrato;
- Tipos y dosis de fertilizantes y pesticidas utilizados;
- La calidad del agua de riego (sales y contaminación);
- La temperatura y la luminosidad.

Teniendo en consideración factores como los mencionados al momento de realizar la inoculación, existe una probabilidad mayor de éxito en la formación de micorrizas. Por último, el transporte y la plantación son aspectos importantes a tener en cuenta para el cuidado de las raíces para que estas no sufran daños por pérdida de las raíces, lugar donde se ubican las micorrizas.

5.3 Tipos de Inóculo de Hongos Ectomicorrícicos

Como inóculo se debe entender a aquel producto biológico que facilita la introducción de microorganismos con diversa actividad fisiológica que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas.

Para la obtención del inóculo, se ocupa parte del hongo, la cual será capaz de crecer y formar una relación simbiótica con las raíces de los árboles. Se pueden producir diferentes tipos de inoculantes micorrícicos (esporas, micelio, fructíferos, raíces colonizadas, otros), tipo que estará principalmente dado por la forma de aplicación y el hongo a utilizar.

Este inoculante puede presentar diferentes aspectos físicos, ya sea líquidos o sólidos en los que se utilizan acarreadores líquidos como el agua destilada o los sólidos como la turba, el carbón activado, alginatos y otros soportes orgánicos e inorgánicos. Además, existen varias formas



Foto 32. Suelo utilizado como inoculante micorrícico natural.

forzadas de poner en contacto el hongo con la planta huésped para que pueda desarrollarse la micorrización artificial, las que variarán de acuerdo al costo involucrado y al grado de elaboración de los inoculantes. En la actualidad las técnicas aplicadas pueden ser a través de micelio o esporas u otros productos cuyos componentes principales son las dos primeras.

Lo recomendable es inocular las plántulas con sus micorrizas naturales, especialmente si la plántula está destinada a sitios abiertos sin vegetación cercana. Sin embargo, su proliferación en el sustrato de los contenedores no siempre es exitosa, debido a que el Nitrógeno incorporado en la fertilización normalmente las inhibe.

Shafer (1988), determina importantes desarrollos radiculares y en las variables de crecimiento aéreo de plantas de Raulí inoculadas con las ectomicorrizas *Laccaria laccata* y *Telephora terrestris*, pero comprueba una disminución

del efecto de las micorrizas producto de una fertilización adicional. Esto coincide con lo establecido por algunos autores en cuanto a que, el crecimiento del hospedero es mayor cuando la planta crece en suelos pobres en nutrientes (Donoso, 1981; Garrido, 1982).

5.3.1 Micorrización mediante suelo de bosque

Este método de bajo costo, en muchas ocasiones, ha entregado buenos resultados de inoculación con los hongos micorrícicos presentes en el suelo, permitiendo incrementos en el crecimiento de las plantas junto con una mayor protección a patógenos del suelo (Foto 32).

Los hongos introducidos de esta forma, podrían ser fácilmente adaptables a las condiciones locales. Por lo general, los viveros forestales que emplean esta metodología de inoculación ocupan gran cantidad de suelo de bosque o de áreas cercanas al vivero, lo que aporta cierta cantidad de esporas de hongos micorrícicos que actúan como inóculos para las nuevas plantas a producir, sin embargo,



Foto 33. Cuerpo frutal de *Telephora terrestris*.



Foto 34. Cuerpos frutales de *Scleroderma citrinum* (izquierda) y *Rhizopogon roseolus* (derecha).

la formación de micorrizas suele ser errática y sin ningún control en la selección específica de los hongos. Por otro lado, el uso de suelos sin esterilizar aumenta el riesgo de aparición de malezas y enfermedades radiculares y de cuello de raíz. Estas suelen ser difíciles de erradicar, disminuyendo notablemente la producción de plantas en el vivero.

La mayoría de las plantas de vivero se micorrizan a través de esporas que transporta el suelo, aire o agua de riego. Existen algunos hongos especializados en micorrizar plántulas, entre ellos el más frecuente es *Telephora terrestris* (Foto 33). Este hongo infecta los viveros produciendo reducidos efectos sobre el desarrollo de la planta, impidiendo por su eficiencia en la competencia por el espacio, que se puedan establecer otros hongos más beneficiosos. Las técnicas actuales permiten estudiar y seleccionar las especies fúngicas que proporcionan el máximo rendimiento a las plantas (Morcillo, 2000).

Este método no es recomendable para la micorrización de plantas a no ser que no existan otras formas de inoculación.

5.3.2 Micorrización mediante esporas

El uso de este tipo de inoculante es muy utilizado en los viveros forestales esencialmente con hongos que producen gran cantidad de esporas o cuerpos frutales. Esto permite inocular un gran número de plantas, como es el caso de *Scleroderma* y *Rhizopogon* (Foto 34), cuyos cuerpos de fructificación pueden ser bastante grandes, conteniendo un gran número de esporas en todo el tejido interno. Estos esporocarpos pueden ser usados para proveer inóculos esporales frescos o secos sin necesidad de requerimientos especiales en cuanto a procedimientos y equipamiento, pudiendo ser usado para la inoculación en vivero a gran escala.

La incorporación de esporas se puede realizar en soluciones acuosas, incluso directamente en



Foto 35. Esporas encapsuladas de alginato de calcio (izquierda) y en polvo diluido en agua para distribución en sistema de riego (derecha).

el sistema de irrigación del vivero. Otra forma es revolver este producto con las semillas un momento antes de la siembra (Garrido, 1986).

Para confeccionar estos inóculos, una vez colectados los cuerpos frutales, se deben limpiar extrayendo toda adherencia, cortándolos en trozos pequeños y eliminando los estípites. Estos pueden ser procesados mediante un secado y macerado del tejido, o por homogeneización de los cuerpos frutales en agua, dejándolos en un tamaño de partículas estándar para facilitar su utilización en sistemas de riego o para facilitar la encapsulación en alginato de calcio (Foto 35).

Las esporas secas o húmedas pueden ser guardadas en refrigeración a 4 °C, sin embargo, se recomienda utilizar esporas frescas y con una dosis de alta concentración. Generalmente, las esporas de los hongos cosechados pueden ser poco efectivo debido a la baja germinación o baja viabilidad, aunque se ha almacenado suspensión de esporas de diferentes especies del género

Rhizopogon hasta por tres años, sin una reducción significativa en la efectividad de la inoculación (Castellano y Molina, 1989).

Para todos los métodos de inoculación con esporas, las concentraciones de esporas pueden ser determinadas por un conteo de estas, mediante un submuestreo del inóculo con un hemocitómetro (contador de células). Generalmente una media de 106-108 esporas viables por plántula puede resultar suficiente para obtener elevados porcentajes de micorrización (Honrubia, 1995).

Para la aplicación de esporas mediante sistema de riego, se realiza inicialmente un humedecimiento inicial del sustrato de los contenedores durante un minuto, luego se aplican esporas durante dos minutos y, finalmente, un humedecimiento adicional durante dos minutos para que las esporas puedan descender dentro de cada cavidad.

Al igual que en la inoculación vegetativa, no todos los hongos pueden ser utilizados de



Foto 36. Utilización de biofermentador para una mayor producción micelial de hongos ectomicorrícicos (izquierda). Aspecto del crecimiento de micelio en vaso de 7 litros en condiciones controladas (derecha).

manera efectiva con este método. El inóculo no está libre de otros organismos y pudiera haber una probabilidad de contaminación, pero de acuerdo a Castellano y Molina (1989), no se encontró ningún efecto dañino en plantas que han sido inoculadas en forma esporal en ensayos realizados con diferentes inóculos durante 7 años. Sin embargo, y de acuerdo a estos autores, los cuerpos reproductores a utilizar en la elaboración de la suspensión, sólo pueden encontrarse en ciertas épocas del año, siendo la constitución genética de las esporas variable año a año y de lugar a lugar, a diferencia de la inoculación con micelio. Por otro lado, la micorrización de las plantas no se consigue en forma rápida como cuando se trabaja con inóculo micelar.

5.3.3 Micorrización mediante micelios

El inóculo micelar es el método más seguro y carente de riesgos de introducción de otros organismos no deseados, y el más efectivo y con el que se alcanza mayores porcentajes de

micorrización controlada en un menor tiempo. No obstante, requiere cierto conocimiento respecto a los aspectos propios de crecimiento y desarrollo de los hongos utilizados, siendo además costoso y de mayor complejidad en el manejo.

Este inóculo puede ser producido en medio líquido y/o sólido, y la forma de elaborarlo dependerá de las exigencias eco-fisiológicas de cada especie, entre estas se puede indicar:

- La posible acumulación en el medio de pigmentos polifenólicos;
- Rangos de pH;
- Nutrición nitrogenada;
- Disponibilidad de azúcares, entre otros.

La agresividad de cada cepa dependerá de la rapidez de crecimiento en el medio de cultivo y este a su vez de las condiciones de cultivo (pH, temperatura, agitación, oxigenación y oscuridad (Honrubia, 1995). Una técnica bastante utilizada para obtener este micelio, es el cultivo de hongos



Foto 37. Utilización de botellas y agitador orbital para producción a menor escala de micelio de hongos ectomicorrícicos (izquierda). Micelio de *Morchella* multiplicándose en botella en medio líquido (derecha).

en equipos de fermentación en medio líquido, los cuales permiten controlar estas variables y optimizar la producción (Foto 36).

Otro método comúnmente utilizado es el uso de botellas en agitación, para ello se requiere de un agitador orbital (Foto 37).

La incubación es otra técnica empleada, esta consiste en producir inóculos en grandes contenedores con sustrato sólido, como es el caso de la turba con vermiculita saturada y enriquecida con medio nutritivo. Una vez que el micelio ha invadido el sustrato, este es lavado con agua destilada estéril para eliminar el exceso de nutrientes, y así evitar una futura contaminación microbiana. Este sustrato obtenido podría ser usado inmediatamente, minimizando el riesgo por pérdida de viabilidad miceliar (Foto 38).

Otras formas de inoculantes son el uso de segmentos de agar con micelio en plantas bajo cultivo aséptico o la producción micelar en recipientes con solución nutritiva líquida o parcialmente solidificada bajo constante agitación. Su utilización es en forma directa a la planta como pasta disuelta en riego, previa fragmentación o envueltas en alginato, como una forma de protección contra la deshidratación del micelio.



Foto 38. Preparación de inóculo miceliar en sustrato sólido de vermiculita con turba.

6.
FERTILIZACIÓN



6. FERTILIZACIÓN

Durante el período de germinación en las almacigueras, las plántulas sostienen sus demandas mediante el consumo de las reservas que ellas mismas poseen, por lo cual, los sustratos de germinación no requieren, necesariamente, de la aplicación de soluciones nutritivas adicionales (Arnold, 1996). Una vez que la planta inicia el período de máximo crecimiento vegetativo, lo que demanda altos consumos de nutrientes, estos deben ser suministrados mediante fertilización mineral.

Diversas estrategias de fertilización pueden ser utilizadas para inducir ciertas características morfológicas y fisiológicas en las plantas, de modo que éstas respondan haciéndose más resistentes o aumentando su potencial de crecimiento. La tendencia es estimular que la planta crezca rápido en el inicio para luego apoyar el endurecimiento de la planta de tal forma que resista el estrés de la cosecha y el establecimiento.

Igualmente, un adecuado manejo de la fertilidad del sustrato y nutrición de las plántulas permite inducir cierta resistencia a factores atmosféricos negativos como las heladas, todo lo cual es complementado con manejos radiculares.

Los requerimientos nutricionales están en directa relación con el estado de desarrollo de la planta. Cuando ésta asenta sus raíces en el sustrato, cantidades suficientes de fertilizantes deben ser aplicadas para satisfacer su demanda estacional. Altas tasas de fertilización, superiores a las

demandas, ocasionan pérdidas por lixiviación y volatilización, a la vez que contribuyen al desarrollo de enfermedades y vegetación competitiva. Tasas de aplicación menores a las requeridas provocan tamaños más pequeños, menores resistencias a factores atmosféricos, plagas y enfermedades, a su vez, tasas más bajas de sobrevivencia en plantación.

Un indicador de suficiencia para el contenido de fertilizantes en el suelo puede ser la concentración foliar de los nutrientes. Bajos niveles foliares de algún elemento pueden indicar bajo contenido de ellos en el suelo, siempre y cuando otros factores como el riego y el pH no sean limitantes. De esta forma mediciones periódicas de nutrientes foliares pueden llegar a ser un indicador, tanto de las necesidades de fertilización, como sobre la oportunidad en que ésta debe efectuarse.

Existe un valor de concentración de nutrientes en el tejido de las plantas más allá del cual no hay respuesta en crecimiento. Este valor corresponde al "Punto Crítico", y a partir de él se establece lo que se denomina "Rango óptimo de Concentración" (Escobar, 1995). Concentraciones mayores indican que la planta se encuentra en un estado de consumo de lujo que puede llevar a generar síntomas de toxicidad indeseados. De ahí la importancia de ser eficientes en la aplicación de fertilizantes en el suelo. Valores de concentración foliar de nutrientes en su rango óptimo para especies forestales en Chile, se entregan en el Cuadro 12.

Cuadro 12. Rangos óptimos de concentración de nutrientes (NCh 2957/5, 2006).

Tipo	Nutriente	Símbolo	Rango adecuado
Macronutriente	Nitrógeno	N	1,40% a 2,50%
	Fósforo	P	0,15% a 0,25%
	Potasio	K	0,50% a 1,50%
	Calcio	Ca	0,20% a 0,90%
	Magnesio	Mg	0,10% a 0,30%
	Azufre	S	0,10% a 0,20%
Micronutriente	Hierro	Fe	50 µg/g a 400 µg/g
	Manganeso	Mn	100 µg/g a 1 250 µg/g
	Zinc	Zn	10 µg/g a 150 µg/g
	Cobre	Cu	6 µg/g a 100 µg/g a)
	Boro	B	10 µg/g a 100 µg/g

Una buena guía para determinar las necesidades de fertilización es la cantidad de nutrientes removidos por las plantas desde el suelo (Donoso *et al.* 1999). Agregan, sin embargo, que este indicador no debe ser tomado estrictamente al momento de suplir fertilizantes al suelo, debido a que existen además, pérdidas por lixiviación, descomposición o fijación en el suelo.

Monitoreo de las propiedades químicas del suelo permitendeterminarlaexistenciadedesequilibrios nutricionales que afectan la absorción y, por lo tanto, ayudan a programar las aplicaciones de enmiendas y fertilizantes. Indicadores visuales de deficiencia como la decoloración de las hojas y un aspecto débil, pueden también ser utilizados para determinar la falta de nutrientes (Figura 3). Debe ponerse atención cuando la deficiencia no es detectable en forma visual, estado que se denomina "Hambre Oculta" y que se manifiesta con menor crecimiento (Escobar, 1995).

Por lo general, aquellos suelos que poseen valores de fósforo Olsen mayores a 24 ppm y/o valores de potasio mayores a 150 ppm no requieren aplicaciones suplementarias de esos elementos. Por su parte, el nitrógeno, debido a su carácter altamente dinámico en el suelo, requiere de aplicaciones suplementarias durante

todo el período de crecimiento de las plantas. Su aplicación debe realizarse en parcialidades durante este período.

6.1 Estado nutricional

Los elementos nutricionales son elementos minerales que las plántulas obtienen del sustrato o del suelo, dependiendo del tipo de producción utilizado: en contenedores o a raíz desnuda. El término *nutriente* se emplea para referirse a un elemento esencial y el término mineral se refiere más bien a un compuesto que a un grupo de elementos simples. Son elementos esenciales para las plantas siempre y cuando cumplan con los siguientes requisitos (Epstein, 1972):

- Cuando no está en el medio de crecimiento o se encuentra en una concentración tan baja, que la planta no puede completar todas las fases del ciclo de vida y muere prematuramente;
- Cada elemento debe tener una función específica y no puede ser reemplazado por otro;
- El elemento debe ejercer un efecto directo en el crecimiento y metabolismo de la planta.

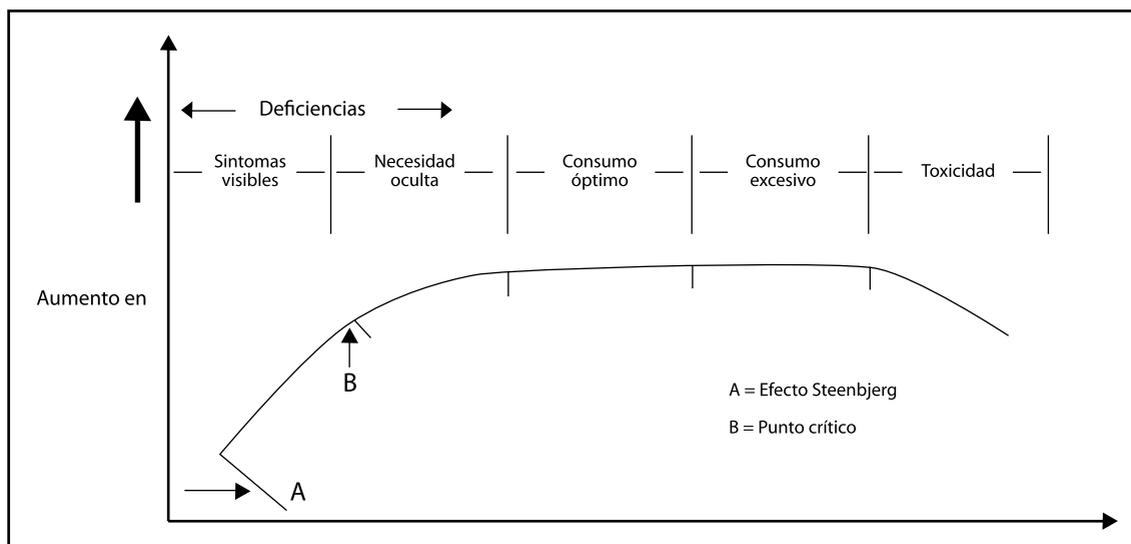


Figura 3. A medida que aumenta la concentración de un elemento esencial, en rangos definidos, aumenta el crecimiento de la plántula. Un exceso o un déficit en la concentración de un determinado elemento, afecta de inmediato el rendimiento, el cual disminuye (Chapman, 1967, cit. por Toro y Quiroz, 2007).

6.1.1 Nutrientes Esenciales

Se han identificado trece elementos esenciales para el crecimiento de las plantas. Seis de ellos se clasifican como macronutrientes y siete como microelementos.

Los macro nutrientes son necesarios en cantidades relativamente elevadas. Los micronutrientes o elementos "traza", son importantes para el crecimiento de las plántulas, pero en cantidades menores.

No sólo es importante la concentración total de cada elemento, sino que también la proporción relativa de cada uno. El Cuadro 13 indica las formas iónicas en que son absorbidos los nutrientes por las plantas y las concentraciones normales que se encuentran en los tejidos de las plantas. Estos elementos realizan funciones bioquímicas que son fundamentales para que las plantas se desarrollen en forma óptima.

6.1.2 Absorción y Utilización de Nutrientes

Una vez que los fertilizantes se han incorporado al sustrato mediante el fertiriego, el agua y los nutrientes forman una solución acuosa denominada "solución - suelo" que se desplaza por los poros del sustrato. Allí, los fertilizantes se descomponen en iones. Por ejemplo, el fosfato diamónico, produce los iones amonio (NH_4^+) y fosfato (H_2PO_4^-); el cloruro de potasio, se disocia en los iones cloruro (Cl^-) y potasio (K^+); el sulfato de magnesio, produce los iones sulfato (SO_4^-) y magnesio (Mg^{++}).

Estos iones se adhieren a las partículas de corteza, de turba, perlita o vermiculita que forman parte del sustrato o bien, permanecen en la solución acuosa hasta que son absorbidas por las raíces o lixiviados cuando una cantidad de agua en exceso satura el contenedor. La incorporación de nutrientes hacia el interior de la planta, se realiza principalmente a través del sistema de raíces, mediante los mecanismos de *absorción pasiva* y *absorción activa*.

Cuadro 13. Elementos esenciales diferenciados en macro y micro nutrientes (Epstein, 1972).

Elementos Esenciales	Símbolo químico	Peso atómico	Peso Equivalente	Concentración normal en tejidos (Peso seco %)
Macronutrientes				
Nitrógeno	N	14	4,7	1,5
Nitrato	NO ₃ ⁻	62	62	nd
Amonio	NH ₄ ⁺	18	18	nd
Fósforo	P	31	10,3	0,2
Fosfato	H ₂ PO ₄ ⁻	97	97	nd
Potasio	K	39,1	39,1	1
Calcio	Ca	40,1	20	0,5
Magnesio	Mg	24,3	12,2	0,2
Azufre	S	32,1	8	0,1
Sulfato	SO ₄ ²⁺	96	48	n d
Micronutrientes				
Hierro	Fe	55,8	18,6	0,01
Manganeso	Mn	54,9	27,5	0,005
Zinc	Zn	65,4	32,7	0,002
Cobre	Cu	63,6	31,8	0,0006
Boro	B	10,8	3,6	0,002
Cloro	Cl	35,5	35,5	0,01
Molibdeno	Mo	96	32	0,00001

Las plantas al transpirar, eliminan agua en forma de vapor hacia la atmósfera y crean un flujo continuo de agua que se desplaza desde el sustrato hacia la atmósfera (*absorción pasiva*). Las raíces absorben el agua que está almacenada en el contenedor y la transportan hacia el tallo, ramillas y acículas y un alto porcentaje sale a la atmósfera. Dentro de ese flujo de agua transpiracional, los iones son llevados hacia el interior de la raíz.

La *absorción activa* ocurre cuando los iones son transportados en contra de una gradiente de presión osmótica que se crea normalmente entre las células de la raíz y la solución acuosa ubicada en el sustrato. Las plantas pueden absorber iones en forma selectiva, independiente de la concentración de iones que existe en el entorno de las raíces. Para absorber en forma activa los iones, se requiere que la planta gaste una cantidad

de energía la cual es generada por el metabolismo celular.

Son también variadas y disímiles estas relaciones entre un suelo de un bosque natural, cultivos en vivero a raíz desnuda y también sobre cultivo en contenedor. Estos factores deben ser considerados cuando se diseña un programa de fertilización, pues tienen influencia significativa sobre la disponibilidad de los elementos minerales, esto estaría condicionado por el pH, el medio del crecimiento y el volumen del contenedor (Escobar, 2007).

pH: Por definición el pH es una medida relativa de la concentración de iones hidrógeno (H⁺) expresada en una escala logarítmica. Los valores de pH varían de 0 (muy ácido) a 14 (muy alcalino), con 7 representando neutralidad. El principal efecto del pH en los suelos minerales, radica en

su influencia en la disponibilidad de nutrientes minerales, especialmente microelementos; varios nutrientes minerales pueden hacerse no disponibles o incluso tóxicos con valores extremos de pH. La comparación del efecto del pH en la disponibilidad de nutrientes minerales en suelos minerales y orgánicos (Figura 4), muestra que el máximo de disponibilidad para suelos orgánicos está por debajo (pH 5,5) de los suelos minerales (pH 6,5). Frecuentemente los materiales y mezclas empleados como sustratos tienen valores de pH fuera del rango óptimo, presentándose problemas relacionados a la disponibilidad de los nutrientes para la planta, la cual, en casos extremos, puede presentar síntomas visuales de deficiencia nutricional aún cuando la solución del medio de cultivo contiene valores adecuados de nutrientes (Escobar, 2007).

Medio de crecimiento: Independiente del sistema de producción que se esté utilizando, el medio de crecimiento debe proporcionar a la planta un continuo y gran aprovisionamiento de agua para el crecimiento y otros procesos fisiológicos, como es el enfriamiento a través de la transpiración. El medio de crecimiento debe proporcionar además una adecuada aireación ya que los tejidos de las raíces gastan energía para el crecimiento y otros procesos fisiológicos, como la absorción de nutrientes minerales de la solución del medio. La energía para estos procesos fisiológicos es generada por la respiración aeróbica que requiere una cantidad establecida de oxígeno. El subproducto de esta respiración es el dióxido de carbono (CO_2), que puede ser acumulado hasta niveles tóxicos si no es dispersado en la atmósfera. Por ello, el sustrato debe ser lo suficientemente

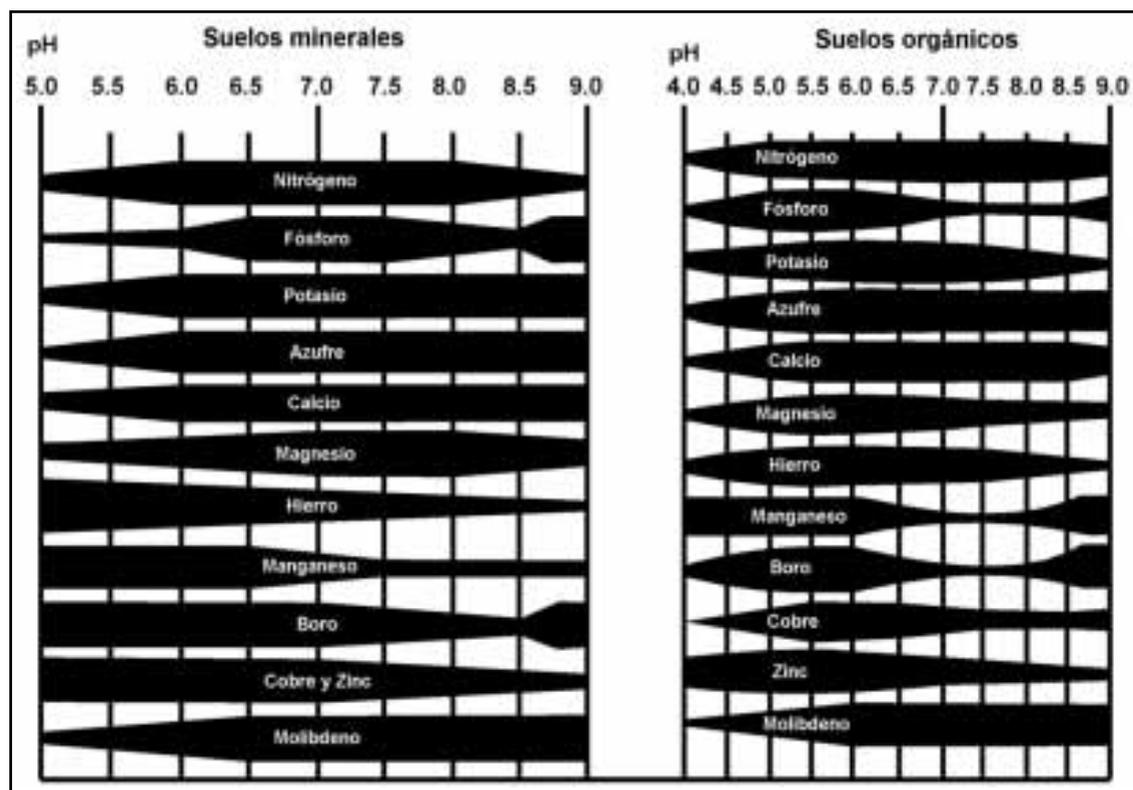


Figura 4. Disponibilidad relativa de los nutrientes en suelos minerales y suelos con base orgánica (Landis et al., 1989).

poroso para facilitar un eficiente intercambio de oxígeno y bióxido de carbono. Otra función del medio de crecimiento es anclar o dar soporte físico a la planta en el contenedor y mantenerla en una posición vertical. Este soporte es una función de la densidad (peso relativo) y de la rigidez del sustrato (Escobar, 2007).

Volumen del contenedor: Una de las consideraciones más importantes en la fertilización de plantas en contenedor, los viveristas deben asegurarse de que el medio de crecimiento contenga una cantidad constante y balanceada de todos los nutrientes minerales esenciales (Escobar, 2007).

6.1.3 Macronutrientes y Micronutrientes

Los nutrientes minerales por definición, tienen funciones específicas y esenciales en el metabolismo de las plantas. Dependiendo de las cantidades requeridas de un determinado nutriente, este puede ser considerado como macro o micro nutriente. Los macro nutrientes son: nitrógeno (N); fósforo (P); potasio (K); magnesio (Mg); calcio (Ca) y azufre (S) (Toro y Quiroz, 2007).

Las plantas utilizan los micronutrientes en bajas concentraciones, debido a que no juegan un rol directo en la osmorregulación o en la mantención del equilibrio electroquímico. Los micro elementos conocidos a la fecha, son: hierro (Fe); manganeso (Mn); zinc (Zn); cobre (Cu); boro (B); cloro (Cl) y molibdeno (Mo) (Toro y Quiroz, 2007).

Cada nutriente mineral, puede efectuar una variedad de funciones y algunas de estas funciones están débilmente correlacionadas ya sea con la cantidad requerida o propiedades fisicoquímicas. Un nutriente mineral, puede funcionar como constituyente de una estructura orgánica, como un activador de reacciones enzimáticas, o como un osmoregulador.

Otra clasificación, basada en las propiedades fisicoquímicas, los divide en **metales** (potasio,

calcio, magnesio, fierro, manganeso, zinc, cobre, molibdeno) y en **no metales** (nitrógeno, azufre, fósforo, boro y cloro). Ambas clasificaciones son adecuadas, y su empleo dependerá del objetivo del estudio.

6.1.4 Quelatos

Los quelatos son compuestos orgánicos solubles que se unen a metales como el hierro, zinc, cobre, y manganeso, esto aumenta la solubilidad de los metales y facilita el abastecimiento y absorción de estos por las raíces y micorrizas de las plantas. Los quelatos naturales orgánicos que se encuentran en el suelo, son producto de la actividad de los microorganismos, los que degradan la materia orgánica del suelo y los residuos que cubren la superficie. Los exudados de las raíces, también son capaces de formar complejos con los microelementos (Toro y Quiroz, 2007).

Una plántula vigorosa con un sistema radicular funcionando en óptimas condiciones, debe ser capaz de producir quelatos en una etapa avanzada, debido a la actividad de sus raíces que actúan sobre la materia orgánica.

La producción de quelatos sintéticos, permite aplicar estos microelementos a la fertilización en contenedores, para suplir algunas deficiencias o para mantener un equilibrio adecuado entre los diferentes micro-elementos.

El ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) es un quelato sintético que se usa frecuentemente en viveros cuyos sustratos tienen pH ácidos. Los fertilizantes con micro nutrientes quelatados, están disponibles en el mercado en diversas formulaciones, con nutrientes simples o en mezclas.

6.1.5 Rol Fisiológico de los Nutrientes

La principal función de los nutrientes nitrógeno, azufre y fósforo, es servir como constituyentes de proteínas y ácidos nucleicos. Otros minerales,

como el magnesio, funcionan como constituyentes de estructuras orgánicas. Por otra parte, el calcio juega un rol muy importante en la estabilización de las membranas y en la integridad de las células (Toro y Quiroz, 2007). El potasio, es el único macro nutriente mineral que no es constituyente de estructuras orgánicas, sin embargo, participa en procesos de osmorregulación dentro de las vacuolas (Cuadro 14).

El nitrógeno por ejemplo, puede ser absorbido por las raíces como nitrato o como amonio. La mayor parte del amonio, participa en la formación de compuestos orgánicos mientras que el nitrato es móvil en el xilema y puede ser almacenado en

las vacuolas de las raíces, tallos y ramas y otros órganos de almacenamiento.

El azufre, por otra parte, es un constituyente de los aminoácidos: cisteína y metionina y por lo tanto, de las proteínas. Ambos aminoácidos son precursores de otros compuestos y actúan como coenzimas y productos secundarios.

Cuando los niveles de fósforo son bajos, se observa una disminución de la mayoría de los procesos metabólicos, como por ejemplo, un desequilibrio en el balance de las fitohormonas.

Cuadro 14. Funciones bioquímicas realizadas por los diferentes elementos esenciales y su ubicación en grupos con actividades específicas (Mengel y Kirkby, 1987; Larcher, 2001 cit. por Toro y Quiroz, 2007).

Elementos esenciales	Forma utilizada por las plantas	Funciones bioquímicas en las plantas
Grupo 1		
Carbono (C) Hidrógeno (H) Oxígeno (O) Nitrógeno (N) Azufre (S)	En la forma de CO ₂ , H ₂ O, O ₂ , NO ₃ , NH ₄ ⁺ , SO ₄ ²⁻ los iones de la solución del medio de crecimiento y gases de la atmósfera.	Constituyentes mayores de la materia orgánica. Elementos esenciales de grupos atómicos involucrados en procesos enzimáticos. Asimilación por reacciones de redox.
Grupo 2		
Fósforo (P) Boro (B)	En forma de fosfatos, ácido bórico o borato de la solución del medio de crecimiento.	Esterificación por grupos alcoholes nativos. Los ésteres fosfato están involucrados en reacciones de transferencia de energía.
Grupo 3		
Potasio (K) Magnesio (Mg) Calcio (Ca) Manganeso (Mn) Cloro (Cl)	En forma de iones incorporados en la solución del medio de crecimiento.	Funciones no específica estableciendo potenciales Osmóticos. Reacciones más específicas para la activación de enzimas llegue a un nivel óptimo. Equilibra aniones difundibles y no difundibles. Une elementos afines para ejecutar reacciones.
Grupo 4		
Hierro (Fe) Cobre (Cu) Zinc (Zn) Molibdeno (Mo)	En forma de iones o quelatos, dentro de la solución.	Se encuentran presentes en forma de quelatos, incorporados a grupos fotosintéticos. Favorecen el transporte de electrones al cambiar sus valencias.

La manifestación de síntomas o signos de deficiencia en las plantas independiente del sistema de producción, está supeditada a una inadecuada disponibilidad de elementos. Esta disponibilidad a nivel de medio de cultivo puede deberse a:

a) Baja concentración del elemento en cuestión en el substrato o en la solución nutritiva;

b) El elemento está presente, pero no se encuentra en una forma química disponible o asimilable por la planta;

c) Puede desarrollarse una deficiencia debido a los efectos de un antagonismo entre distintos elementos, de tal forma que la presencia de un elemento en una determina concentración puede impedir la absorción de otro.

Cuadro 15. Descripción de los Síntomas provocados en la planta por la insuficiencia o exceso de elementos nutritivos (Penningsfeld *et al.*, 1966, Bossard, 1969 cit. por Foucard, 1997).

Elementos Nutritivos		Insuficiencia	Exceso
Nitrógeno	Parte Aérea	Follaje amarillento de modo uniforme. Tallos delgados, follaje insuficiente.	Estimulación de crecimiento de las hojas a costa de las flores. Tejidos tiernos con paredes delgadas. En casos graves, clorosis de los bordes de las hojas hasta entre los nervios, teniendo a necrosis y desecación. Exceso de presión osmótica. Marchitez.
	Raíces	Raíces muy largas, poco ramificadas y blancas.	Necrosis radiculares, poco crecimiento.
Fosforo	Parte Aérea	Enrojecimiento del tallo y de peciolo de las flores; ángulo de los nervios muy agudo; acortamiento de los entrenudos. Enanismo general de la plantas.	Amarillamiento general, ennegrecimiento de las extremidades del borde de las hojas, seguidos de necrosis.
	Raíces	-	Necrosis radiculares, poco crecimiento.
Potasio	Parte Aérea	Clorosis, después ennegrecimiento de los bordes del limbo de las hojas en la base, pudiendo extenderse entre los nervios y evolucionando hacia la necrosis. Hojas jóvenes más o menos enrolladas.	Sin síntomas específicos. Acción indirecta por antagonismo k/Mg o K /Ca. Marchitez provocada por el exceso de presión osmótica.
	Raíces	Raíces amarillas pálido, poco ramificadas.	Necrosis radiculares, poco crecimiento.
Calcio	Parte Aérea	Hojas verde oscuro tendiendo hacia clorosis de las puntas y bordes de las puntas y bordes de las hojas jóvenes, después internerval, necrosis posibles. Crecimiento débil, paredes celulares frágiles, malformación de las hojas, yemas terminales ennegrecidas.	Efecto sobre la utilización insuficiente del hierro y manganeso, Clorosis internerval y manchas necróticas crecimiento disminuido planta lánguida.
	Raíces	Raíces cortas, muy ramificadas, hinchadas en la extremidad muriendo por la punta.	-

Elementos Nutritivos		Insuficiencia	Exceso
Magnesio	Parte Aérea	Elaboración obstaculizada de la clorofila clorofila. Clorosis en la parte inferior de las hojas, principalmente manchas internervales irregulares. El resto del limbo permanece verde. El vértice de las hojas tiene a veces tendencia a enrollarse.	Provoca un desequilibrio por absorción insuficiente de K. Crecimiento exagerado de los tallos, floración disminuida. EN Casos graves, hojas verde oscuro, más pequeñas. Hojas jóvenes enrolladas. Las extremidades de los tallos se marchitan.
	Raíces	Raíces largas, poco ramificadas.	Fuerte crecimiento de las raíces.
Azufre	Parte Aérea	Planta entera clorótica, sobre todo las hojas jóvenes. Hojas gruesas y duras. Tallos cortos, leñosos.	Hojas Cloróticas, más pequeñas curvándose hacia adentro, pústulas en el borde, ennegrecimiento marginal. Tallos duros, amarillamiento de la extremidad.
	Raíces	Numerosas raíces blancas y ramificadas.	Raíces muy numerosas, blancas y ramosas.
Hierro	Parte Aérea	Clorosis internerval evolucionando hacia el amarillamiento general del limbo de las hojas jóvenes. Tallos delgados.	Exceso raro. En casos graves, clorosis general.
	Raíces	-	Necrosis radiculares.
Manganeso	Parte Aérea	Clorosis internerval de las hojas jóvenes evolucionando hacia manchas necróticas pardas. Los nervios permanecen verdes.	En casos graves, aspecto clorótico. Hojas torcidas y rizadas.
Cobre	Parte Aérea	Clorosis de las hojas jóvenes, plantas lánguidas que se secan fácilmente.	Clorosis de las hojas con manchas pardas. Los nervios permanecen verdes.
Zinc	Parte Aérea	Clorosis moteada de las hojas jóvenes, seguidas de necrosis y caída de las hojas.	Clorosis sobre todo de las hojas jóvenes, incluidas los nervios. Las hojas viejas tienen los nervios rojos o negros, después se secan. Las yemas terminales mueren.
Boro	Parte Aérea	Enrojecimiento de las hojas, que se vuelven verde claro. Con frecuencia, manchas pardas en los tallos, el ápice muere, las yemas inferiores se desarrollan.	Amarillamiento del borde de las hojas extendiéndose a toda la superficie, dejando grandes manchas pardas en los bordes, después caída de las hojas.
	Raíces	Raíces amarillas o pardas, arrugadas, que se pudren en el cuello.	-

Las alteraciones metabólicas con la consiguiente disminución en el rendimiento, pueden tener lugar sin que aparezcan ningún signo de deficiencia, o mucho antes de que tales síntomas aparezcan, por lo que es necesario disponer de un método que permita conocer en un momento dado el estado nutricional de la planta (Escobar, 2007).

La identificación visual de una determinada deficiencia sólo está al alcance de especialistas

muy familiarizados con los síntomas de deficiencia, y aún a veces esta identificación es casi imposible de ser realizada con éxito, ya que en condiciones de campo es muy raro que aparezca una deficiencia de un sólo elemento, es más normal que sea múltiple, lo que hace muy difícil dar un diagnóstico basado exclusivamente en la sintomatología (Cuadro 15). Otro factor que dificulta aún más el diagnóstico visual es el hecho que muchos síntomas, como clorosis o

amarillamiento, seguido de necrosis de las áreas cloróticas, son comunes en las deficiencias de varios de los elementos esenciales (Escobar, 2007).

De acuerdo al estado nutricional de las plantas se considera que un alto nivel de nitrógeno en el follaje es un indicador de un mayor potencial de crecimiento inicial. Una cantidad adecuada de fósforo estimula el crecimiento inicial de la parte aérea y la formación de raíces. Por otra parte, altos niveles de potasio también estimulan el desarrollo radicular y son un indicador de mayor resistencia al frío y a enfermedades. Además se ha determinado que altos contenidos de calcio (Ca) en las plantas indican una mayor resistencia a la flexión por el viento (Cuadro 15).

6.2 Programas de fertilización

La formulación de programas de fertilización se consigue mediante el análisis de los nutrientes de las plantas, de modo que puedan ser establecidos rangos típicos para cada época del año. A partir de esto se dictan las curvas de dosis-respuesta para determinar la eficiencia del programa (Montoya y Cámara, 1996).

Independientemente del tipo de fertilizante a usar, el primer paso para desarrollar un programa de fertilización, es determinar qué nutrientes están presentes en el agua de riego, y en qué concentración. El agua natural, usualmente contiene concentraciones apreciables de varios nutrientes para las plantas. Por ejemplo las llamadas "aguas duras" contienen concentraciones altas de calcio y magnesio (Ca y Mg), que podrían ser suficientes para satisfacer parcial o totalmente los requerimientos de las plantas. El pH y la conductividad eléctrica (CE) del agua, son elementos que siempre deben ser monitoreados permanentemente junto con los nutrientes. La conductividad eléctrica, es la concentración relativa de sales disueltas en el agua de riego, y es reportada en unidades de microsiemens por centímetro ($\mu\text{S}/\text{cm}$). Cada vivero debería tener

sus propios medidores de pH y de CE, y debería realizar sus propias pruebas con regularidad, para supervisar los cambios en la calidad del agua (Escobar, 2007). Para mayores antecedentes sobre los factores que deben considerarse para desarrollar un programa de fertilización se encuentran en: Escobar (2007) y Toro y Quiroz (2007).

Si bien muchos viveros aplican programas de fertilización tentativos, de acuerdo a experiencias anteriores y a recomendaciones bibliográficas o del vendedor del producto, la tendencia es que los productores aplican generalmente sus propios programas de fertilización, de acuerdo a los análisis de nutricionales que representan la condición del vivero.

Los nutrientes en las plántulas se translocan, estimulando el crecimiento, dependiendo de las necesidades del vegetal (Ocaña, 1995). La fertilización de la planta producida en contenedor presenta algunas particularidades que la hacen diferente del proceso a raíz desnuda. Estas se relacionan principalmente con los sustratos empleados. Generalmente los sustratos artificiales de los contenedores permiten programaciones más precisas de fertilización debido a su baja fertilidad inicial (Dumroese *et al.*, 1998). Según Escobar (1999), los requerimientos nutricionales de las plantas varían de acuerdo a la etapa de desarrollo en que se encuentren; esto es: crecimiento inicial, crecimiento pleno y endurecimiento.

En la fase de crecimiento inicial, la planta requiere fortificar su sistema radicular secundario con el objeto de aumentar su eficiencia en los procesos de absorción, para ello el programa de fertilización debe ser rico principalmente en fósforo. En la etapa intermedia, de crecimiento máximo, la fertilización debe ser abundante en nitrógeno y fósforo, y debe ser complementada con el resto de macro y micronutrientes. Una vez que las plantas han alcanzado las dimensiones deseadas, al término del período de producción, la fertilización debe ser alta en potasio y calcio.

Los fertilizantes normalmente se aplican disueltos en agua por fertirrigación, utilizando los mismos sistemas de riego, mediante mezclas granulares con el sustrato o aplicaciones superficiales sobre éste. Una forma eficiente de aplicar un programa de fertilización inicial se puede basar en un análisis nutricional del sustrato. Sobre la base de las deficiencias que en el puedan determinarse se deben incorporar nutrientes específicos que incentiven la germinación y el crecimiento inicial de las plantas. Esto es particularmente importante en sustratos de corteza de pino que no son compostados (inertes), o si este proceso es mínimo.

Los valores del Cuadro 16 para las distintas fases de viverización han sido probados exitosamente en diferentes especies viverizadas a raíz cubierta, entre las cuales se pueden destacar Eucalipto globulus, Pino radiata y Quillay, entre otras. Dependiendo del esquema de riego utilizado en el vivero, se debe aplicar entre dos y tres veces a la semana (Escobar, 2007).

Cuadro 16. Concentración óptima para 13 elementos esenciales en soluciones de fertilizantes líquido (Landis *et al.*, 1989).

Nutriente Mineral	Dosis óptima de aplicación (ppm)		
	Crecimiento Inicial	crecimiento Pleno	Endurecimiento
Macronutrientes			
N	50	150	50
P	100	60	60
K	100	150	150
Ca	80	80	80
Mg	40	40	40
S	60	60	60
Micronutrientes			
Fe	4.0	4.0	4.0
Mn	0.8	0.8	0.8
Zn	0.32	0.32	0.32
Cu	0.15	0.15	0.15
B	0.5	0.5	0.5
Cl	4.0	4.0	4.0

7.
RIEGO



7. RIEGO

La disponibilidad de agua en el sustrato es vital para evitar el estrés hídrico en las plantas, como medio para disolver e infiltrar nutrientes y pesticidas, y para sostener el desarrollo de las plantas durante el periodo de crecimiento. Con el objetivo de satisfacer los requerimientos de agua, ésta debe ser aplicada en el momento adecuado, tasa y cantidad suficiente, y distribuir lo más uniformemente posible sobre las platabandas (Donoso *et al.*, 1999).

7.1 Suministro de agua

La producción de plantas es fuertemente dependiente del agua, más aún considerando la estacionalidad de las lluvias que se concentran en los meses de invierno, decreciendo en forma importante durante el verano.

La mayor fuente de agua en los viveros son los pozos profundos, canales de riego superficial, estanques artificiales o una combinación de ellos. Generalmente existe también una fuente secundaria de agua que asiste a la principal cuando esta falla o es insuficiente, tales como estanques de reserva o riachuelos cercanos.

El agua no sólo debe existir en la cantidad necesaria, sino que también debe cumplir con requisitos de calidad de los que depende la producción de plantas. La calidad del agua es un factor importante al momento de evaluar la factibilidad de usarla como riego suplementario en el vivero. Esta consideración debe ser evaluada antes de seleccionar el sitio de ubicación de la estructura. Factores como la concentración de sales solubles, la acidez y la conductividad

eléctrica son algunos indicadores que sirven para determinar la calidad del agua. Follet y Soltanpour (1999) identificaron dos criterios para medir la calidad del agua de riego:

- Contenido total de sales solubles, y
- Proporción de sodio respecto de otros cationes.

7.1.1 Contenido total de sales solubles

El exceso de sales provoca un incremento de la presión osmótica de la solución de suelo lo cual genera una condición de sequía fisiológica, aun cuando en el suelo exista humedad suficiente, ya que la planta no es capaz de absorber el agua disponible.

Las sales solubles en el agua de riego pueden ser medidas utilizando la conductividad eléctrica (CE) como un indicador de su concentración. Según Cardon y Mortvedt (1994), valores de CE menores a 2 ds/m no afectan el crecimiento de la mayoría de los cultivos y árboles. Entre 2 y 4 ds/m ya se evidencian restricciones, siendo los valores mayores a 8 ds/m los que restringen severamente la viabilidad de las plantas. Lamond y Whitney (1992) clasificaron los valores de CE en 5 rangos como se observa en el Cuadro 17.

A modo de ejemplo algunas especies frutales como vides y nectarines, poseen umbrales de daño en el rango de 1,5–1,7 ds/m, mientras que algunas especies forestales del género *Pinus* poseen un umbral entre 6–8 ds/m (Francois y Maas, 1993).

Cuadro 17. Rangos de conductividad eléctrica (CE) (Lamond y Whitney, 1992).

Conductividad Eléctrica (ds/m)	Rango
0-2	Bajo
2 - 4	Moderado
4 - 8	Alto
8 - 16	Excesivo
> 16	Muy Excesivo

7.1.2 Proporción de sodio

La concentración de sodio en la solución se expresa usualmente como la Relación de Adsorción de Sodio (RAS). Valores mayores a 10 deben ser evitados (May, 1984; Follet y Soultanpour, 1999). La importancia del sodio radica no sólo en la toxicidad que altas concentraciones del elemento puedan causar a las plantas, sino que también en el efecto negativo que este elemento causa a la estructura del suelo.

$$RAS = \frac{Na}{\sqrt{\frac{Ca^{++} + Mg^{++}}{2}}}$$

Donde:

RAS = relación de adsorción de sodio

Na = Concentración de sodio

Ca⁺⁺ = Concentración de calcio

Mg⁺⁺ = Concentración de magnesio

7.2 Riego

El agua es el mayor componente de los tejidos activos de las plantas vivas. Debido a que es parte del protoplasma de las células, actúa en numerosas reacciones metabólicas, distribuye el material disuelto y proporciona fuerza mecánica a los tejidos no lignificados (Carrasco, 1988).

Esta es también el vehículo de transporte de nutrientes dentro de la planta y es esencial para mantener su turgencia. El manejo del agua es clave en el endurecimiento o preparación de la

planta para ser llevada a terreno (Morales *et al.*, 1998).

Con un sustrato bien regado, la planta comienza a transpirar tan pronto como sale el sol y su potencial hídrico disminuye hasta que los estomas se cierran. Cuando el sol pierde fuerza y se acerca el ocaso, el potencial hídrico comienza a aumentar según disminuya la demanda atmosférica, retomando humedad del sustrato. Por otro lado, cuando el sustrato este relativamente seco y la demanda atmosférica es muy alta, el potencial hídrico comienza el día en un nivel muy bajo porque la planta no es capaz de cubrir totalmente sus necesidades de agua durante la noche, y el estrés hídrico llega a ser muy alto por las tardes, pudiendo alcanzar niveles perjudiciales (Peñuelas *et al.*, 1994).

7.2.1 Frecuencia y Cantidad de Riego

La frecuencia y la cantidad de riego están dadas por las necesidades de cada especie, el tipo de contenedor, sustrato utilizado y la combinación de estos. Los riegos se deben aplicar en cantidad suficiente para saturar el sustrato y permitir una pequeña lixiviación (10% aproximadamente) de modo que arrastre las sales sobrantes de la solución del medio de cultivo (Peñuelas y Ocaña, 1994).

Por lo general, se recomienda regarlas superficialmente dos veces al día cuando están en proceso de germinación, una vez por la mañana y otra vez por la tarde. Luego de un mes de la germinación, la frecuencia de riego puede disminuir a uno y como máximo dos por día pero con mayor intensidad.

Diversos autores señalan que el agua de riego se puede manejar según la fase de desarrollo de las plantas (Peñuelas y Ocaña 1994; Morales *et al.*, 1998; Escobar, 2007):

- **Fase de establecimiento:** el sustrato debe humedecerse al colocarse en el área de cultivo

y el riego debe manejarse para compensar solo el agua perdida por evaporación en la parte superior del contenedor que es la principal pérdida e esta fase, por lo que se suelen dar riegos cortos y frecuentes. Los principales errores en esta etapa es que se suelen mantener un riego con alta frecuencia (hasta dos veces al día) con baja intensidad, por más de tiempo requerido.

- **Fase de crecimiento rápido:** el consumo de agua en este periodo es superior al que podría deducirse de la aplicación de las formulas de evapotranspiración potencial. El cálculo de las necesidades de riego, debe considerar la necesidad de los lavados entre fases de fertilización. Durante este fase se debiera utilizar un tamaño de gota mayor al de la fase anterior y los tiempos de riego deben ser más prolongados para dejar al sustrato en capacidad de contenedor.
- **Fase de endurecimiento:** la reducción de la frecuencia y cantidad de riego en esta fase del manejo de las plantas es muy importante para detener el crecimiento de ellas, endurecerlas o forzar la aparición de yemas. En esta fase hay que tener cuidado con la falta de uniformidad del riego. Además de la disminución del riego como herramienta para endurecer las plantas se utiliza la disminución brusca del nitrógeno en el fertirriego, así como la reducción de las fertilizaciones a la mitad hasta desaparecer al final del periodo de endurecimiento.

Se debe tener presente que los riegos deben humedecer no sólo el follaje, sino la mayor parte de la raíz de la planta. Esto se puede ir verificando al extraer la planta con sustrato del contenedor. La sobresaturación con agua puede facilitar el ataque de hongos.

En un estudio realizado en el marco del proyecto "Técnica silvícolas y genéticas para cuatro especies nativas de interés económico" se determinó que las necesidades de riego en plántulas de Raulí

1-0, los mejores resultados de crecimiento se obtuvieron, reponiendo tan sólo el 70% del agua evaporada. Reposiciones menores provocaron bajos crecimientos. Entre 70 y 105% no existieron diferencias en el crecimiento. Reposiciones mayores a 105% causaron igualmente bajos crecimientos, mayor gasto de agua y de energía y genera una mayor susceptibilidad al ataque de hongos. La evaporación diaria es un indicador útil para determinar el requerimiento de riego de las plantas, no puede ser el único, ya que la plántula crece permanentemente y, por lo tanto, sus necesidades hídricas se incrementan proporcionalmente.

7.2.2 Sistema de Riego

El método de riego usado depende del tamaño del vivero y de las características de las especies a producir. Lo habitual es que los riegos estén automatizados en alguna medida (foto 39), aunque los métodos manuales se emplean en viveros pequeños o cuando hay requerimientos por especie muy diferentes.



Foto 39: Sistema de riego automatizado.

En la producción de plantas en contenedores los sistemas de riego más utilizados son por aspersión y nebulización con microjet, estos deben ser frecuentes y permitir la fertirrigación (Peñuelas y Ocaña, 1994; Montoya y Cámara, 1996). El sistema por aspersión puede ser fijo o móvil. Cuando es móvil se emplea un carro con desplazamiento automático sobre rieles con dos brazos extendidos donde se ubican los microjet cubriendo en su totalidad el ancho de los mesones, estos pueden ser muy adecuados por la uniformidad en la distribución del agua, pero en cambio son más costoso y tienen más posibilidad de averías debido a que necesitan arrastre mecánico. En un sistema por aspersión fija, toda la instalación incluyendo los ramales o extensiones laterales son fijos.

El sistema por nebulización se utiliza generalmente en viveros con mesones al aire libre. En este caso los microjet están fijos a soportes verticales distanciados lo suficientemente como para cubrir la totalidad de las bandejas con los contenedores.

Las redes de riego se pueden equipar con diferentes tipos de boquilla, no obstante se recomienda el uso de boquillas de gota relativamente gruesa para minimizar las pérdidas de agua por nebulización, asegurar una buena penetración a través del follaje de las plantas y conseguir un mayor caudal que permita reducir los tiempos de riego. En algunos casos se instalan hasta con tres diferentes tipos de boquilla; una de abanico para riego; una para niebla y otra para la aplicación de agroquímicos, como por ejemplo fertilizantes, fungicidas y otros (Peñuelas y Ocaña, 1994).

Cualquiera que sea el sistema de riego aplicado, se debe tener presente su uniformidad sobre el total de las plantas, teniendo especial cuidado en que el agua llegue a hidratar su sustrato. Esto ayudará para que se produzca un desarrollo también uniforme de las plantas y evitará problemas, tales como estrés por humedad o deficiencia de nutrientes (Dumroese *et al.*, 1998).

Ambos sistemas de riego presentan las siguientes ventajas (García, 1995):

- Permiten regar una gran cantidad de bandejas o mesones con una pluviometría suave, sin escarchar ni erosionar el suelo;
- La cantidad de agua es fácil de controlar y se hace con exactitud;
- El sistema requiere un mínimo de mano de obra ya que no hay que trasladar y o mover mangueras, y puede automatizarse al máximo;
- Con este sistema de riego se puede practicar simultáneamente la fertilización, insecticidas y fungicidas, adicionándola el agua de riego. Si estos se aplican en forma de polvo, con medios mecánicos, el riego por aspersión puede lavar inmediatamente las hojas con lo que se evitan quemaduras;
- En viveros ubicados en zonas frías o con alta ocurrencia de heladas, las instalaciones de riego por aspersión pueden utilizarse para combatirlas.

El mismo autor señala como inconveniente importante de este tipo de sistema de riego, el costo de implementación e instalación, que dependiendo de la automatización y de la calidad de los materiales puede ser muy alto.

Por otra parte, Peñuelas y Ocaña (1994) señalan algunos problemas que presentan los sistemas de riego en un vivero de producción de plantas a raíz cubierta:

- Cobertura no uniforme: Puede evitarse con un buen diseño, asegurando un buen solapamiento de las boquillas.
- Goteo: el agua que permanece en las tuberías después del cierre de las válvulas gotea por las boquillas, pudiendo sacar las semillas fuera de los contenedores o creando focos de enfermedad por exceso localizado de la humedad.
- Bloque por heladas: en los sistemas con tuberías se pueden producir congelaciones que además de bloquear el riego temporalmente pueden producir averías, se puede evitar este problema colocando válvulas de vaciado.

8.

CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES



8.

CONTROL DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

Cuando se analiza la producción año 2009 de plantas nativas (3,5 millones aproximadamente), se observa una producción mayoritariamente en contenedores. Esta técnica de producción ha permitido la disminución de enfermedades asociadas a hongos del suelo, pero han aumentado la incidencia de otras (González y Opazo, 2002).

Las plagas y enfermedades presentes en un vivero son uno de los agentes que pueden producir daños generalizados, si no son evitados previamente o controlados en el momento de su aparición. En este sentido el responsable del vivero debe mantener un programa de control permanente, ya que la mejor forma de evitar este tipo de daño es la prevención (Escobar, 1990). Es necesario controlar en forma diaria el estado sanitario, con el fin de efectuar una detección temprana de los daños que se pueden presentar.

8.1 Hongos

Una de las principales enfermedades en el vivero es el *dumping off* o "caída de plantas". Afecta a las plantas de preferencia cuando estas aún no poseen tejido secundario desarrollado, es decir, en sus primeras semanas de vida (Donoso *et al.*, 1999). La caída de plantas ha sido observada en Raulí, Roble, Lenga, Quillay y Avellano.

Los hongos causantes de la caída pertenecen a los géneros *Rhizoctonia*, *Pythium*, *Fusarium* y eventualmente hongos como *Phytophthora*, *Macrophomina*, *Alternaria*, *Cylindrocarpon* entre otros (González, 1993). También se han encontrado *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzpatrick, *Pythium debaryanum* Hesse, *Pythium ultimum* Trow., *Rhizoctonia solani* Kuhn., *Fusarium spp.*, *Alternaria sp.* y *Cylindrocarpon destructans* (González y Opazo, 2002). Hinojosa (1997, cit. por González y

Opazo, 2002) hace notar que, ataques tempranos de *Macrophomina phaseolina* causan muerte similar a ataques de "caída de plantas".

A diferencia de otros daños que ocurren en la misma zona (cuello) y que son atribuibles a altas temperaturas, el síntoma causado por los hongos de "caída de plantas" es una lesión húmeda en el eje raíz-cotiledón a nivel del suelo, que generalmente asciende desde la parte superior de la raíz hacia los cotiledones. El nivel de daño puede ser tan bajo como un 10% y llegar a valores de 30% o más, cuando las condiciones de temperatura y humedad son favorables (González, 1993).

Las desinfecciones de suelo a través de fumigantes, antes de la siembra o el repique, disminuyen el riesgo de ataque de los hongos de la caída. Cuando sus efectos se manifiestan en las plántulas de la platabanda se necesitan controles periódicos permanentes o de acuerdo al momento de ocurrencia y según sea su ataque. En post emergencia, Donoso *et al.* (1999) recomiendan aplicaciones preventivas de Captan en dosis de 2,5 kg/ha más Benlate o Benex en dosis de 0,5 kg/ha en 100 l/ha de agua, o Bayleton 25 WP en dosis de 25 g/100 litros de agua. Este esquema es deseable mantenerlo, durante el primer mes del repique o siembra, cada 10 o 15 días. De continuar los síntomas de ataque se debe evaluar su repetición en función del nivel de daño que se presenta.

Arnold (1996) señala que, es aconsejable empezar con aplicaciones preventivas luego de la emergencia, o a más tardar cuando aparecen los primeros síntomas.

Lavanderos y Douglas (1985a y 1985b), para viveros de pino y eucalipto, establecen que cuando se detecta algún foco infeccioso se suspenda inmediatamente el riego y se proceda al control químico del área

afectada, eliminando también las plantas atacadas, pues constituyen una fuente de inóculo. Dentro de los productos a utilizar consideran recomendable Benlate en dosis de 2 a 3 kg/ha, mezcla de Benlate-Captan en dosis de 0,5 a 1,5 kg/ha y Manzate 200 en dosis de 1,5 a 2,5 kg/ha.

Si persisten los hongos en el suelo para nuevas producciones, el control debe considerar labores culturales como la rotación de cultivos, cuya efectividad es variable y depende de la capacidad de los hongos de convertirse en saprófitos durante la rotación y de la cantidad de años que esta considere. A su vez, las dosis de agua aplicadas en el riego deben ajustarse a los requerimientos reales de las plantas en cada estado de desarrollo, pues los excesos favorecen la multiplicación y crecimiento de los hongos.

Las enfermedades de la raíz en viveros de especies forestales nativas, se presentan en la producción de plantas a raíz desnuda y ocasionalmente en producción en bolsas, cuando se usa tierra como sustrato. No ocurren en plantas en bandejas con sustratos de corteza, turba u otros componentes inertes. Es frecuente que las enfermedades de raíz sean subestimadas, atribuyendo la muerte de algunas plantas a otras causas, como exceso o falta de agua o alta temperatura (González y Opazo, 2002).

Las especies sobre las que se ha diagnosticado patógenos radiculares son muy escasas y probablemente sólo reflejan falta de estudios. En vivero se ha observado "pudrición café de la raíz" debida a *Phytophthora cinamomi* en Raulí, Roble, Coigüe y Lingue. La "pudrición negra", producida por *Macrophomina phaseolina* ha sido determinada sobre Araucaria, Olivillo, Peumo, Notro, Guindo Santo, Avellano, Maitén, Raulí, Coigüe, Hualo, Roble, Lingue, y Pelu (*Sophora microphylla* Ait.) (Hinojosa, 1997; González y Opazo, 2002).

Los patógenos determinados en las raíces de plantas nativas de vivero son *Phytophthora cinamomi* Rand., causante de la pudrición café y *Macrophomina phaseoli* (Maubl.) Ashby, causante de la pudrición negra o carbonosa. En plantas de Raulí se ha determinado *Cylindrocladium scoparium* Morg. (Valenzuela y Peredo, 1989), también puede transformarse en agente de pudrición de raíces (González y Opazo, 2002).

8.2 Insectos

Al menos dos grandes grupos de insectos se identifican como agentes de daño en viveros. Uno de ellos es el de los insectos defoliadores, cuyo ataque se concentra en el follaje y/o tallo de la planta, por lo cual es de más fácil detección y control.

El otro grupo es el de los insectos de suelo, que atacan ya sea a nivel de suelo, en el cuello de las plantas, como en las raíces, bajo el suelo. Donoso *et al.* (1999) señalan que este último grupo es el más difícil de detectar y controlar, puesto que normalmente la infestación no es percibida hasta que el abastecimiento de agua y nutrientes minerales al tallo de las plantas es reducido, lo que trae consigo un cambio de coloraciones a nivel foliar (clorosis).

Dentro de los principales insectos que atacan a las especies nativas estudiadas se encuentran los de las órdenes Coleóptera, Himenóptera y Lepidóptera. El Cuadro 18 presenta un listado de las especies de insectos más importantes asociadas a Roble, Raulí y Coigüe. Para el caso del Ulmo sólo se reportan daños por *Hylamorpha elegans* en las raíces y el cuello de las plántulas, que provoca pérdida de crecimiento y mortalidad (Donoso *et al.*, 1993).

Como medida de prevención inicial contra los insectos se puede considerar una rotación racional de terreno y barbecho, y la eliminación de malezas, pues sirven como alimento a las larvas y dificultan la llegada hacia el suelo de los productos químicos (Lavanderos y Douglas, 1985b).

Los métodos de control más comunes, una vez que se ha detectado presencia de insectos, son los biológicos y los químicos. Para el caso de protección a las especies nativas en estudio sólo se tienen algunos antecedentes sobre controles químicos. Al respecto Mella (1989, cit. por Donoso *et al.*, 1999) señala que la aplicación de pesticidas en forma racional debe necesariamente considerar el ciclo biológico de los agentes dañinos a controlar. Para ello sugiere aplicar pesticidas en dos oportunidades basado en los estados larvarios de la mayoría de los insectos. La primera aplicación es en preemergencia (septiembre), de manera de controlar los estados larvales de los insectos que da. an las raíces. La segunda aplicación sugiere realizarla en post emergencia (principios de diciembre) debido a que en esta época se encuentra la mayor parte de los estados larvales de los defoliadores. Señala además, que después

de cada aplicación debe realizarse un riego que permita incorporar de buena forma el producto al suelo.

8.3 Nemátodos

Los nemátodos son organismos de tamaño pequeño (0,4 a 0,7 mm) y de forma alargada que habitan en suelos que generalmente provienen de rotaciones con hortalizas como tomates, ají u otras (Escobar, 1995). Causan lesiones en el sistema radicular de las plantas impidiendo su crecimiento. En viveros forestales no presentan daños importantes reportados. Debido al daño que pueden ocasionar, existen restricciones determinadas por el SERVICIO AGRÍCOLA Y GANADERO (SAG).

Las posibilidades de control son mediante la aplicación de nematicidas de aspersión incorporados durante la

preparación de suelo (Dazomet) o de prrepique que no requieran incorporación (Escobar, 1995). Eventualmente, y para cumplir con las exigencias del SAG, se puede aplicar un baño a las raíces con una solución nematicida de Nema-cur por 30 minutos en dosis de 100 cc/100 litros de agua (Escobar, 1995; AFIPA, 1998).

Lavanderos y Douglas (1985a y 1985b) como forma de asegurar la no infestación con nematodos y otros organismos asociados a ellos, entregan una serie de productos que pueden ser aplicados en las primeras etapas de desarrollo de plantas de pino y eucalipto. Con especies nativas no es un hecho comprobado, por lo que deben utilizarse precavidamente.

Cuadro 18. Insectos dañinos asociados a plantas de Roble, Raulí y Coigüe (Arnold, 1996; Donoso *et al.*, 1999).

Especie	Hospedante	Tipo de daño
<i>Phytolaema hermanni</i>	Roble	Larvas subterráneas que destruyen raíces o cortan tejido del cuello bajo la superficie, ocasionando la muerte de la planta.
<i>Perzelia arda</i>	Roble	Larvas que unen o encarrujan hojas para defoliarlas, esqueletizándolas.
<i>Doina clarkei</i>	Roble	Larvas defoliadoras tipo esqueletizadoras.
<i>Neuquenaphis sensoriata</i>	Roble	Adultos succionadoras.
<i>Hylamorpha elegans</i>	Roble, Raulí	Larvas subterráneas dañan raíces. Adulto se comporta como defoliador tipo masticador, dejando solo nervios principales.
<i>Omaguaca longibursae</i>	Roble, Raulí	Larvas defoliadoras, tipo masticador que consumen toda la hoja.
<i>Sercoides germaine</i>	Roble, Raulí	Larvas subterráneas dañan raíces. Adulto se comporta como defoliador tipo masticador, dejando solo nervios principales.
<i>Hornius grandis</i>	Roble, Raulí y ocasionalmente Coigüe	Larvas defoliadoras de tipo masticador en primavera. Adultos consumidores de corteza de ramillas y dañadores de brotes y yemas. Daño recuperable, solo pérdida de crecimiento.
<i>Gramophorus niger</i>	Raulí, Coigüe	Larvas dañadoras de raíces y corteza de plantas.
<i>Aegorhidus sp.</i>	Coigüe	Larvas que dañan severamente el cuello y raíces gruesas. En estado adulto dañan brotes. El ataque causa comúnmente la muerte de las plantas.

9.

COSECHA, TRANSPORTE Y ALMACENAMIENTO



9.

COSECHA, TRANSPORTE Y ALMACENAMIENTO

9.1 Acondicionamiento

Las plantas para ser establecidas exitosamente en terreno deben tener ciertas características, que les permitan soportar los procesos de cosecha, transporte, almacenaje y plantación. De lo contrario se genera en ellas una serie de trastornos físicos y fisiológicos conocidos como shock de trasplante (Escobar, 1990).

Para evitar lo anterior, las plantas durante la fase de pleno crecimiento o endurecimiento, se deben sacar del invernadero hacia el exterior, para que alcancen las condiciones de calidad y las dimensiones deseadas. De esta forma pueden irse lignificando gradualmente, protegiéndolas primero con una malla (semisombra) y luego sin protección, directamente a la intemperie.

9.2 Cosecha

La cosecha, almacenamiento y transporte se realiza en la etapa inmediatamente previa a la plantación. Su ejecución debe ser cuidadosa para evitar dañar la plántula por una mala maniobra que disminuya la inversión en tiempo y dinero realizada hasta ese momento. La planificación también es muy importante, pues debe existir una buena coordinación para satisfacer las necesidades de despacho sin demoras, pérdidas de material y cuidando de seleccionar sólo aquellas con la calidad requerida.

Durante la cosecha se pueden seleccionar las plántulas por calidad (sanidad, forma y tamaño) reubicándolas entre las mismas bandejas que fueron producidas, las que posteriormente son

despachadas en el mismo contenedor, o las plantas pueden ser removidas de los contenedores y son enviadas en cajas de poliestireno en disposición horizontal, de tal forma de evitar que sean comprimidas y lleguen en buenas condiciones a su destino final. La remoción y extracción de las plántulas en las bandejas son facilitadas por efecto del baño con látex y oxiclورو de cobre que se realiza en ellas previo al llenado con sustrato (Landis *et al.*, 1995).

Aunque en plantas producidas a raíz cubierta el estrés por cosecha se atenúa, igualmente, requieren cuidados especiales durante la cosecha. Es importante por ejemplo, que el sustrato esté separado o suelto de la pared del contenedor; que el contenido de agua del sustrato esté a nivel de saturación y, que el contenido de agua en las plantas sea lo más alto posible (Escobar, 2007).

Cabe señalar que, no todas las cavidades del contenedor contienen una planta utilizable. El proceso de eliminación de plantas demasiado pequeñas, o que tienen otros defectos, es llamado clasificación o eliminación. La principal ventaja de la eliminación es que el volumen y el peso de almacenamiento y embarque son menores, y el plantado es más eficiente. La mayoría de los usuarios espera que sólo plantas aceptables sean despachadas, es por ello que los viveros hacen coincidir la línea de clasificación y la línea de empaque, con el fin de procesar plantas en un proceso continuo para almacenamiento y despacho (Landis *et al.*, 1995).

9.3 Transporte

El transporte debe realizarse fuera del periodo vegetativo y el plazo de entrega debe ser el más breve posible. El plazo entre la salida de la planta del vivero y su recepción en terreno no debe exceder las 24 horas. Durante el transporte las plantas no deben quedar expuestas al sol ni al viento, ni expuestas a daños por heladas, debido a que las pérdidas por baja supervivencia y retrasos en el desarrollo de la planta en terreno pueden ser importantes (Peñuelas y Ocaña, 1994; García, 1995).

Para las plantas producidas a raíz cubierta, el transporte normalmente se prefiere en bandejas, debido a que las plantas mantienen en mejor forma su paquete radicular. Para ello, en las camionetas o camiones, se construyen estructuras metálicas o de madera que permitan ordenar las bandejas en varios niveles de tal forma de aprovechar el espacio disponible y llevar la mayor cantidad de plantas. En esta etapa se deben tomar todas las precauciones para evitar daño a las plantas por bandejas mal apiladas o estructuras poco resistentes (Montoya y Cámara, 1996). Si el medio fuera una camioneta o camión abierto se aconseja cubrir la carga con una lona o toldo para evitar desecación en las plantas por las elevadas temperaturas, y el daño mecánico por viento en las plantas laterales. Por lo anterior, se recomienda realizar el traslado de las plántulas durante días nublados y humedecerlas en abundancia al inicio del viaje (García, 1995).

Cabe señalar que, el costo de plantas a raíz cubierta con sus envases es bastante alto debido al mayor volumen y peso de la carga. Además, el viverista debe asegurarse de que sus bandejas le serán devueltas, ya sea por medio de una garantía o el pago de las mismas. Por ello, en el último tiempo se ha optado en algunos viveros, por extraer las plantas de las bandejas y embalarlas en una arpillera humedecida y así resguardarlas de los agentes climáticos adversos (altas temperaturas y viento). En este caso para que no se amontonen las plantas y raíces, es conveniente que en cada

arpillera no se coloquen más de 100 plantas, dependiendo del volumen del contenedor utilizado. Esta forma de transportar las plantas se puede realizar en distancias relativamente cortas entre el vivero y el lugar de plantación, y el tiempo de traslado no supere unas 12 horas.

Algunos autores señalan, la importancia de utilizar en esta etapa los super absorbentes, para precisamente evitar la pérdida de agua de las raíces. Al respecto es importante utilizar la mayor granulometría disponible del super absorbente, ya que con ello se evitará que, con el movimiento durante el transporte, los gránulos hidratados escurran entre los sistemas radiculares (Becerra, 2001; Escobar, 2007).

9.4 Almacenamiento

El almacenaje de las plantas se realiza en la medida que estas van llegando al lugar de plantación. Se recomienda que el período de almacenaje sea lo más corto posible, idealmente no más allá de un día, no obstante Peñuelas y Ocaña (1994) señalan que, este periodo puede ser hasta 5 días. El lugar debe proveer suficiente sombra a las plantas y mantener una buena circulación de aire, por lo que se recomienda un galpón abierto. Las plantas deben además ser humedecidas a través de riego de acuerdo a sus necesidades. Otros autores señalan que si la plantación se posterga, y las plantas están a raíz desnuda, es conveniente preparar un barbecho. Este consiste en la apertura de una zanja en el suelo natural bien drenado con una pared vertical y otra inclinada. Se ponen las raíces en el interior de la zanja y la parte aérea apoyada en la zona inclinada, luego se recubren las raíces con tierra y se riega abundantemente. Si existiera peligro de heladas se cubren con lonas o plásticos por la noche (Montoya y Cámara, 1996).

En el caso que la planta vaya a ser instalada en un terreno de altura, puede necesitar un periodo de adaptación de algunas semanas, en algún vivero o lugar cercano a la plantación. Este vivero debe poseer un muy buen sistema de riego que

permita ir manejando el frío y/o heladas (Peñuelas y Ocaña, 1994). También en este caso las plantas pueden ser almacenadas en frío - húmedo, ya sea refrigerando las plantas entre 1 y 3 °C cuando estas sean plantadas dentro de pocos días o frigorizándolas a rangos de temperatura de -1 a -3 °C cuando las plantas sean plantadas dentro de varias semanas e incluso meses, y con una humedad relativa lo más cercana al 100%, en algún galpón o cámara de frío que cumpla esos requisitos (Escobar, 2007).

Es importante acondicionar las plantas antes de entrar en algún proceso de frío, esto se logra reduciendo la temperatura paulatinamente unas 24 horas antes de entrar a la temperatura de almacenaje. Luego cuando termina este periodo de almacenaje, se realiza el proceso contrario, las plantas deben acondicionarse para ser plantadas, es decir, paulatinamente se les va aumentando la temperatura (Escobar, 1999).

10.
ANEXOS



10. ANEXOS

10.1 Protocolo de producción de plantas de Hualo

Hualo pertenece a la familia de las Fagáceas, y se encuentra desde la Provincia de Santiago hasta el sur del Río Ñuble, en su distribución norte se localiza en la cordillera de la costa, y de Curicó hacia el sur, también en la cordillera de los Andes, formando bosques monoespecíficos por sobre los 1.000 msnm, y la mayor extensión se encuentran en forma de renovales, de estructura, composición y densidad muy heterogéneas (Hoffmann, 1994; Serra *et al.*, 1986, cit. por Muñoz y Serra, 2006). La máxima concentración de esta especie se encuentra en la costa de las provincias de Talca y Cauquenes, donde forma masas continuas de importancia. Es una especie pionera que puede presentarse de manera abundante localmente (Del Fierro y Pancel, 1998, cit. por Muñoz y Serra, 2006). La mayoría de los bosques actualmente dominados por esta especie están constituidos esencialmente por renovales de monte bajo (Donoso, 1982, cit. por Weber, 2004)

En su distribución en la Cordillera de los Andes se encuentra protegida dentro de la Reserva Nacional Radal 7 Tazas y en la Reserva Nacional Altos de Lircay, en la cordillera de la Costa se encuentra dentro de la Reserva Nacional Los RUILLES y Reserva Nacional Los QUEULES (Región del Maule) (Hechenleitner *et al.*, 2005; Muñoz y Serra, 2006).

Habita en lugares con fuertes pendientes y periodos de sequías prolongados dado que es

una especie que presenta una mejor adaptación a ambientes cálidos. Es una especie común en los Tipos Forestales; Roble-Hualo y Ciprés de la Cordillera (Olivares *et al.*, 2005; Stark, 2007).

Es un árbol frondoso de tronco recto y cilíndrico que puede alcanzar los 30 m de altura y 2 m de diámetro fustal corteza papirácea, rugosa, de color gris-rojiza y de desprende por capaz delgadas y quebradizas. Monoico, caducifolio, de hojas alternas, pecíolos de 2-6 mm de largo, de forma ovada, base subcordada, ambas caras con glándulas notorias que le dan una textura áspera al tacto, de borde ondulado e irregularmente aserrado. Lámina retorcida de 4-9 cm, venación pinada muy notoria. Las flores son pequeñas unisexuales; las masculinas solitarias, pedicelos de hasta 1 cm, más de 50 estambres; flores femeninas dispuestas de a 3 en inflorescencias. El fruto es grande y está formado por una cúpula de 4 valvas angostas, en su interior 3 nueces de color amarillento de 12-18 mm de largo, algo peludas, siendo las dos inferiores triangulares, trialadas, y la interna plana, bialada. La fructificación ocurre entre enero y febrero. En algunos lugares de la costa, entra en contacto con poblaciones Roble, con el que se hibridiza, para dar origen al híbrido natural Huala (Hoffmann, 1994; Serra, 2006; Stark, 2007).

Debido a la fuerte modificación de su hábitat por plantaciones de rápido crecimiento, esto porque en la actualidad el área de distribución de Hualo y del Bosque Maulino es coincidente con la de

mayor actividad forestal, así como por el pastoreo, incendios y a la explotación y extracción de leña a la que se ha visto sometida históricamente, Hualo ha sido declarada Especie Vulnerable en el Libro Rojo de la Flora Terrestre de Chile (Olivares *et al.*, 2005; Benoit, 1989, cit. por Serra, 2006). De igual forma, más recientemente acuerdo a la clasificación dada por UICN, su estado de Conservación es declarado como VULNERABLE - VU A4cd; B1ab (iii) UICN (UICN, 2001), que significa que la especie se está enfrentando a un riesgo alto de extinción en estado silvestre.

Antecedentes de propagación artificial de Hualo, indican resultados de capacidad germinativa de 56% para semillas colectadas desde el suelo y de árboles adultos de la zona costera de la comuna de Constitución, y 72% de germinación para semillas tratadas con remojo en ácido giberélico (Santelices *et al.*, 1995; Saavedra, 2004).

Por lo mencionado anteriormente, y considerando la publicación de la nueva Ley de Bosque Nativo, es fundamental conocer aspectos referentes al sistema de producción de plantas nativas con alto nivel de vulnerabilidad ecológica, como es el Hualo, así como antecedentes de germinación, y otros que permitan orientar y potenciar el establecimiento óptimo de la especie en nuestro país.

El presente artículo entrega los resultados obtenidos por el Centro Tecnológico de la Planta Forestal, dependiente del Instituto Forestal, en ensayos de producción de plantas de Hualo, procedentes de la Reserva Nacional Los Queules, Región del Maule.

10.1.1 Siembra y Sustrato

Las semillas de Hualo se sembraron el 19 de noviembre de 2008, en bandejas de poliestireno expandido compuesta por 60 cavidades de 280 cc de volumen cada una, y sustrato de corteza de pino compostada de granulometría G-10, en uno de los invernaderos del vivero INFOR-Sede Bío Bío, cubierto de polietileno UV nacional niquelado de 200 mc.

En el Cuadro anexo 10.1.1 se presentan los resultados del Análisis de Compost realizado al sustrato utilizado. Este análisis lo realizó el Laboratorio de Diagnóstico Nutricional suelo y plantas del INIA en Chillán.

Las plántulas se mantuvieron en invernadero hasta la primera semana del mes de enero-2009, y luego fueron trasladadas a los mesones de producción del vivero.

Durante los meses de temperaturas máximas y mínimas extremas (diciembre, enero, julio y agosto), los mesones permanecen en semisombra, cubiertas por una malla raschell de color negro (densidad 50%), y en los meses de temperaturas más templadas (septiembre, octubre, noviembre, febrero, marzo, abril y mayo) permanecen a cielo abierto.

10.1.2 Riego

En invernadero, desde la fecha de siembra hasta la primera semana de enero, se aplicó riego para mantener el sustrato húmedo a nivel de la semilla

Cuadro anexo 10.1.1. Informe de Resultados Análisis de Compost.

Indicadores de calidad		
Humedad	%	45,9
Densidad aparente	Kg/m ³	628
Porosidad	%	47
pH en agua 1:5		5,9
Conductividad eléctrica 1,5	dS/m	0,16
Materia Orgánica	%	74
Carbono orgánico	%	39,5
Nitrógeno total	%	0,6
Nitrógeno-Amoniacal (N-NH ₄)	mg/kg	766,2
Nitrógeno-Nítrico (N-NO ₃)	mg/kg	7
Indicadores de Madurez		
Relación Carbono / Nitrógeno		65,6
Relación Amonio / Nitrato		109,02
Autocalentamiento	°C	2,1

y en forma homogénea en las bandejas. La frecuencia oscilaba entre 1 ó 2 riegos al día de una duración que varió entre 2 a 5 minutos por vez.

Una vez vivero, en los mesones de producción, la frecuencia aumentó a dos riegos diarios de 10 minutos de duración por aplicación en días despejados y de altas temperaturas, y en días nublados, un riego diario de 5 minutos. Los riegos se realizaron en la mañana y por la tarde, evitando las altas temperaturas, con el objeto de reducir su evaporación.

Desde febrero hasta el mes de mayo los riegos tendrán una frecuencia cada dos o tres días. El objeto de estas reducciones es evitar la pérdida de nutrientes por el exceso de agua, así como evitar la formación de musgos cercanos a la zona del cuello de la planta.

10.1.3 Fertilización

En función del estado de desarrollo de las plantas, la aplicación de fertilizantes no ocurre sino hasta el momento en que las bandejas se trasladan a los mesones de producción. En este caso, las fertilizaciones se efectuaron con DOSATRON, dosificador de productos o inyector porcentual hidráulico que trabaja sin electricidad a través del accionamiento de un pistón interno. Este se instala directamente en la línea de suministro de agua, se acciona usando el volumen de agua que le ingresa como fuente de energía. Al ingresar el agua al dosificador activa el pistón, el cual a su vez activa la inyección que succiona el químico o concentrado de acuerdo al porcentaje o proporción escogido y lo mezcla con el agua. La cantidad de concentrado inyectado es directamente proporcional al volumen de agua que ingresa al dosificador, esta proporción se mantiene constante a pesar de las variaciones del caudal o de la presión que ocurran en la línea principal.

Los fertilizantes utilizados corresponden a la línea ULTRASOL de Soquimich. Esta es una línea nutricional soluble en agua y libres de cloruro

(excepto por Ultrasol™ MOP), lo que contribuye a una eficiente absorción de nutrientes por parte de las plantas. Las aplicaciones y tipo de fertilizante se realizaron con el siguiente criterio de acuerdo al estado de desarrollo de las plantas:

- 1ª etapa: hasta una altura promedio de 10 cm
Aplicación de Ultrasol Inicial (15-30-15) una vez por semana, en dosis de 2 g/l de agua.
- 2ª etapa: entre los 10 cm y 25 cm de altura en promedio respectivamente
Aplicación de Ultrasol de Crecimiento (25-10-10) alternando con Ultrasol de Desarrollo (18-6-18) una vez por semana, en dosis de 3 g/l. Se cambiará el producto cada dos semanas.
- 3ª etapa: Sobre 25 cm de altura promedio
Aplicación de Ultrasol de Producción (13-6-40) en dosis de 2 g/l de agua, una o dos veces por semana según estado de desarrollo. También considera la aplicación de nitrato de calcio 2 g/l de agua dos veces por semana y Coldkiller 2 cc/litro de agua, una vez a la semana.

10.1.4 Tratamientos Preventivos

Respecto a los tratamientos preventivos contra hongos y evitar el daño que pudieran provocar, se realizan aplicaciones con distintos fungicidas en un intervalo de 15 días por aplicación. Estas se realizan en las horas de bajas temperaturas, con bomba de espalda y en dosis de 1 gramo por 1 litro de agua.

Los fungicidas empleados son:

- Captan, ingrediente activo Captan
- Polyben, ingrediente activo Benomilo
- Pomarsol, ingrediente activo Thiuram (TMTD)
- Swift, ingrediente activo Triadimefon
- Point Benomyl, ingrediente activo Benomilo
- Dithane, ingrediente activo Mancozeb

10.1.5 Crecimiento de Plantas de Hualo

A los 54 días de permanecer las plantas en vivero, se realizó la primera medición y esta continuó hasta el mes de mayo de 2009. Estas presentaron una altura media de 24,6 cm, con un mínimo de 9,5 cm y un máximo de 43 cm. Al final de la temporada las plantas presentaron una altura media de 30,4 cm y un dac medio de 4,33 mm. Al respecto, Santelices *et al.* (1995), entrega valores de crecimiento promedio en altura de Hualo de casi 14 cm en cinco meses, sin que se manifestaran diferencias estadísticamente significativas entre los dos niveles de luminosidad analizados.

En el Cuadro anexo 10.1.5 se presentan los valores obtenidos de algunos parámetros morfológicos realizados a las plantas de Hualo al final de la temporada de producción. Estos dicen relación con el cálculo de Índices de Calidad, como el Índice de esbeltez (IE), Índice Tallo – Raíz (ITR) y el Índice de calidad de Dickson (QI).

10.2 Protocolo de Producción de plantas de Pitao

La especie Pitao representa un género monotípico y endémico de Chile, además de ser el único representante nativo de Chile continental de la

familia de las rutáceas (limones, naranjas). Crece desde la Provincia de Linares hasta el sur de la Provincia de Concepción, pudiendo alcanzar hasta cerca de Constitución, en la Región del Maule, y la localidad de Maitenrehue, Región de la Araucanía (Hoffmann, 1994; Rodríguez *et al.*, 1983, Serra *et al.*, 1986, y Benoit, 1987 cit. por Saldías, 2004), encontrándose sólo en la cordillera de la costa hasta los 850 msnm.

Es un árbol pequeño siempreverde de hasta 15 m de altura y 50 cm de diámetro, copa frondosa y redondeada, tronco recto si no ha sido alterado, simpódico cuando rebrota desde tocón, y sus ramas se encuentran insertas en forma ascendente. La corteza de color gris-pardo es de textura suave o con rugosidades cuando adulto. Hojas simples, cubiertas de puntitos visibles a trasluz, aromáticas (olor cítrico), se encuentran dispuestas en verticilos de a tres o en algunos casos son opuestas, de contextura coriácea, forma oblonga a oblongo-lanceolada, ápice suavemente apiculado, base atenuada, peciolo de 3 - 4 mm. Flores hermafroditas o unisexuales por aborto de aproximadamente 1 cm de diámetro, tetrámeras, agrupadas en racimos axilares integrados por racimitos trifloros, pedicelos de 3 - 5,9 mm. El fruto está compuesto de 1-4 drupas (generalmente una) globosa de 1,8 - 2,5 x 1,2 - 2 cm, de color

Cuadro anexo 10.1.5. Estadística descriptiva de parámetros morfológicos de plantas de Hualo en vivero.

Variable	Unidad	Media	D.E.	E.E.	CV	Mín	Máx
H1 (2-2009)	cm	24,66	9,37	2,34	38,01	9,5	43
H2 (3-2009)	cm	26,53	9,04	2,26	34,06	10	44
H3 (4-2009)	cm	30,34	11,26	2,82	37,12	14,5	55
H4 (5-2009)	cm	30,44	11,93	2,98	39,19	15	55,5
Dac 4 (5-2009)	mm	4,33	1,2	0,3	27,64	2,6	7,65
IE (H/Dac)		6,96	1,78	0,44	25,55	4,55	11,14
ITR		1,28	0,46	0,11	35,68	0,41	2,2
Índice IC		0,54	0,27	0,07	48,72	0,26	1,21
P.H Raíz	g	4,5	1,79	0,45	39,93	0,87	8,58
P.H aéreo	g	5,35	3,08	0,77	57,49	1,98	12,65
P.seco raíz	g	1,97	0,95	0,24	48,29	0,72	4,47
P.seco aéreo	g	2,48	1,51	0,38	60,95	1,02	6,32
P.seco Total	g	4,45	2,31	0,58	51,88	1,78	9,63



Foto anexo 10.1.5: Semillas de Hualo germinando (izquierda). Producción de plantas de Hualo, Vivero CTPF-INFOR (derecha).

amarillo verdoso con puntos oscuros. Las semillas aovadas de 0,8 - 1,5 x 0,4 - 0,6 cm son color café oscuro brillante. La floración ocurre entre octubre y noviembre y la fructificación en los meses de febrero, marzo y abril. Su uso es más bien ornamental, debido a su bello follaje y abundante floración (Hoffmann, 1994; Rodríguez *et al.*, 1983, cit. por Saldías, 2004).

Habita cercano a cursos de agua o en lugares muy húmedos (Stark, 2007). La mayoría de las sub-poblaciones se encuentran dominadas por Hualo y comúnmente incluye otras especies tales como Ruil, Queule, Canelo, Olivillo y Lingue, en quebradas o áreas bajas pobremente drenadas (Hoffmann, 1994; Villagrán *et al.*, 1994 cit. por Le Quesne y Medina, 1998). Esta especie ha sufrido una severa fragmentación que se origina en el uso del fuego y la sustitución del bosque nativo hacia plantaciones forestales comerciales (Muñoz, 1991; Le Quesne y Medina, 1998). Hechenleitner *et al.* (2005) señalan que, ya sólo existen dos sub-poblaciones en áreas protegidas, en la Reserva

Nacional Los Ruiles y la R.N. Los Queules, ambas ubicadas en la Región del Maule.

En 1985, el Pitao es declarado como una especie “en peligro”, y posteriormente es clasificada como “amenazada de extinción” (Benoit, 1989, cit. por Le Quesne y Medina, 1998). En 1995, a través del DS N° 13, el gobierno de Chile la declara “monumento natural” (Saldías, 2004), y actualmente, de acuerdo a la clasificación dada por UICN, su estado de Conservación es declarado como “EN PELIGRO CRITICO” - CR A2ce; B2ab (i-v) UICN (UICN, 2001).

La propagación artificial de Pitao, bajo condiciones controladas y semicontroladas, ha tenido resultados heterogéneos que presentan germinaciones que oscilan entre 8 y 81%, encontrándose la mayoría de ellos por sobre el 50% de germinación. Del mismo modo, y de mayor relevancia, el porcentaje de mortalidad de las plántulas que se obtienen es muy dispar presentando valores entre 27 y 95% (Le Quesne y Medina, 1998; Saldías, 2004).

En este contexto se hace fundamental conocer aspectos referentes al sistema de producción de plantas nativas con alto nivel de vulnerabilidad ecológica, así como antecedentes de germinación, semillas por kilo y otros que permitan orientar y potenciar el establecimiento óptimo de la especie en nuestro país.

El presente artículo entrega los resultados obtenidos por el Centro Tecnológico de la Planta Forestal, dependiente del Instituto Forestal, en ensayos de producción de plantas de Pitao colectadas en la comuna de Cauquenes.

10.2.1 Siembra y Sustrato

Como se señaló en el punto anterior, la siembra de las semillas de Pitao procedentes de la comuna de Cauquenes, Región del Maule, se realizó el 12 de junio de 2008, para ello se utilizaron bandejas de poliestireno expandido compuesta por 84 cavidades de 130 cc de volumen cada una, y sustrato de corteza de pino compostada de granulometría G-10. Este ensayo fue instalado en uno de los invernaderos del vivero INFOR-Sede Bío Bío, cubierto de polietileno UV nacional niquelado de 200 mc.

En el Cuadro 20 se presentan los resultados del Análisis de Compost realizado al sustrato utilizado. Este análisis lo realizó el Laboratorio de Diagnóstico Nutricional suelo y plantas del INIA en Chillán.

Las plántulas se mantuvieron en invernadero hasta la primera quincena del mes de noviembre, y luego fueron trasladadas a los mesones de producción del vivero. En esta fecha las plantas tenían una altura promedio de 3,5 cm.

Durante los meses de temperaturas máximas y mínimas extremas (diciembre, enero, julio y agosto), los mesones permanecen en semisombra, cubiertos por una malla raschell de color negro (densidad 50%), y en los meses de temperaturas

más templadas (septiembre, octubre, noviembre, febrero, marzo, abril y mayo) permanecen a cielo abierto.

10.2.2 Riego

Desde la fecha de siembra hasta la primera quincena de noviembre, fecha de traslado de las bandejas a los mesones de producción, se aplicó riego para mantener fundamentalmente el sustrato húmedo a nivel de la semilla y en forma homogénea en las bandejas dentro del invernadero. La frecuencia oscilaba entre 1 ó 2 riegos al día de una duración que varió entre 2 a 5 minutos por vez.

Una vez en dispuestas en los mesones de producción, la frecuencia aumentó a dos riegos diarios de 10 minutos de duración por aplicación en días despejados y de altas temperaturas, y en días nublados, un riego diario de 5 minutos. Los riegos se realizaron en la mañana y por la tarde, evitando las altas temperaturas, con el objeto de reducir su evaporación.

Desde febrero hasta el mes de mayo los riegos tendrán una frecuencia cada dos o tres días. El objeto de estas reducciones es evitar la pérdida de nutrientes por el exceso de agua, así como evitar la formación de musgos cercanos a la zona del cuello de la planta.

10.2.3 Fertilización

En forma complementaria, antes de preparar las bandejas para la siembra de las semillas, se le adicionó al sustrato OSMOCOTE, fertilizante de lenta entrega, en dosis de 4 kilos por metro cúbico de sustrato, cuya composición es:

Nitrógeno total	14%
9,7% nitrógeno en forma amoniacal	
8,3% nitrógeno en forma de nitrato	
Fósforo disponible (P ₂ O ₅).....	14%
Potasio soluble.....	14%

Este producto está conformado por cápsulas que contienen elementos nutritivos envueltos en una resina orgánica natural que controla la difusión. La temperatura es la única variable que incide en la difusión del abono, se estima que este producto tiene una duración de unos 3 a 4 meses con temperaturas cercanas a los 21°C, no obstante con temperaturas menores la duración y entrega del abono es más prolongada. El modo de funcionamiento, consiste en que después de la aplicación el agua penetra la envoltura e hidroliza los minerales altamente solubles. Los elementos nutritivos se difunden gradualmente a través de la cápsula.

Por esta razón, y en función del estado de desarrollo de las plantas, la aplicación de fertilizantes no ocurre sino hasta el momento en que las bandejas se trasladan a los mesones de producción. En este caso, las fertilizaciones se efectuaron con DOSATRON, dosificador de productos o inyector porcentual hidráulico que trabaja sin electricidad a través del accionamiento de un pistón interno. Este se instala directamente en la línea de suministro de agua, se acciona usando el volumen de agua que le ingresa como fuente de energía. Al ingresar el agua al dosificador activa el pistón, el cual a su vez activa la inyección que succiona el químico o concentrado de acuerdo al porcentaje o proporción escogido y lo mezcla con el agua. La cantidad de concentrado inyectado es directamente proporcional al volumen de

agua que ingresa al dosificador, esta proporción se mantiene constante a pesar de las variaciones del caudal o de la presión que ocurran en la línea principal.

Los fertilizantes utilizados corresponden a la línea ULTRASOL de Soquimich. Esta es una línea nutricional soluble en agua y libres de cloruro (excepto por Ultrasol™ MOP), lo que contribuye a una eficiente absorción de nutrientes por parte de las plantas. Las aplicaciones y tipo de fertilizante se realizaron con el siguiente criterio de acuerdo al estado de desarrollo de las plantas:

- 1ª etapa: hasta una altura promedio de 10 cm
Aplicación de Ultrasol Inicial (15-30-15) una vez por semana, en dosis de 2 g/l de agua.
- 2ª etapa: entre los 10 cm y 25 cm de altura en promedio respectivamente
Aplicación de Ultrasol de Crecimiento (25-10-10) alternando con Ultrasol de Desarrollo (18-6-18) una vez por semana, en dosis de 3 g/l. Se cambiará el producto cada dos semanas.
- 3ª etapa: Sobre 25 cm de altura promedio
Aplicación de Ultrasol de Producción (13-6-40) en dosis de 2 g/l de agua, una o dos veces por semana según estado de desarrollo. También considera la aplicación de nitrato de calcio 2 g/l de agua dos veces por semana y Coldkiller 2 cc/litro de agua, una vez a la semana.

Cuadro anexo 10.2.5. Estadística descriptiva de parámetros morfológicos de plantas de Pitao en vivero.

Variable	Unidad	Media	D.E.	E.E.	CV	Mín	Máx
H1 (11-2008)	cm	3,43	1,42	0,14	41,4	1	7,5
H2 (12-2008)	cm	6,65	2,49	0,25	37,38	2	14,5
H3 (1-2009)	cm	9,03	3,02	0,31	33,4	2	17,5
H4 (2-2009)	cm	9,71	3,59	0,34	36,98	3,5	19,5
H5 (3-2009)	cm	10,39	3,96	0,37	38,14	4	24
H6 (4-2009)	cm	10,83	3,98	0,37	36,77	4,5	21
H7 (5-2009)	cm	10,89	4,31	0,39	39,64	4	23
Dac7 (5-2009)	mm	3,8	1,1	0,1	28,91	1,43	6,37
IE (H/Dac) (5-2009)		2,85	0,67	0,06	23,61	1,29	4,5

10.2.4 Tratamientos Preventivos

Respecto a los tratamientos preventivos contra hongos y evitar el daño que pudieran provocar, se realizan aplicaciones con distintos fungicidas en un intervalo de 15 días por aplicación. Estas se realizan en las horas de bajas temperaturas, con bomba de espalda y en dosis de 1 gramos por 1 litro de agua.

Los fungicidas empleados son:

- Captan, ingrediente activo Captan
- Polyben, ingrediente activo Benomilo
- Pomarsol, ingrediente activo Thiuram (TMTD)
- Swift, ingrediente activo Triadimefon
- Point Benomyl, ingrediente activo Benomilo
- Dithane, ingrediente activo Mancozeb

10.2.5 Crecimiento de Plantas de Pitao

Con el objeto de conocer la dinámica de crecimiento de las plantas de Pitao, en el mes de noviembre de 2008 se inició una medición mensual

de la altura total de cada una de las plantas de Pitao de las cuatro bandejas consideradas en el ensayo de germinación.

En el Cuadro anexo 10.2.5 se presentan los valores obtenidos de algunos parámetros morfológicos realizados a las plantas de Pitao al final de la temporada de producción, incluyendo además el cálculo del Índice de esbeltez (IE).

De acuerdo con los antecedentes presentados, a mayo de 2009 las plantas de Pitao en vivero presentan una altura media de 10,89 cm, con una mínima de 4 cm y una máxima de 23 cm, 11 meses después de la siembra. Hechenleitner et al. (2005) señalan que, al cabo de un año las plántulas de Pitao pueden alcanzar los 30-50 cm de altura, y Saldías (2004) señala que luego de diez meses obtuvo plántulas de Pitao que en promedio alcanzaron alrededor de 14 cm de altura, con un diámetro de cuello cercano a 0,5 cm.



Foto anexo 10.2.5: Semillas de Pitao germinando (izquierda). Producción de plantas de Pitao, Vivero CTPF-INFOR (derecha).

10.3 Hongos micorrícicos asociados a *Nothofagus*.

Cuadro anexo 10.3. Hongos micorrícicos asociados a especies del género *Nothofagus* (Garrido, 1986).

Especie hospedante	Hongo micorrícico asociado
<i>Nothofagus</i> spp.	<i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius lazoi</i> , <i>C. trachyspermus</i> , <i>Descolea antarctica</i> , <i>D. pallida</i> , <i>Hebeloma mesophaeum</i> , <i>Helotium clavuligerum</i> , <i>Laccaria echinospora</i> , <i>L. tetraspora</i> , <i>Paxillus boletinoides</i> , <i>P. statuum</i> , <i>Russula nothofaginea</i> , <i>Setchelliogaster fragilis</i> , <i>Thaxterogaster magellanicus</i> .
<i>N. nervosa</i>	<i>Amanita diemii</i> , <i>Boletus loyo</i> , <i>Cortinarius austrosalor</i> , <i>C. brunneovelatus</i> , <i>C. brunneovelatus var. rugosus</i> , <i>C. cinnamophyllus</i> , <i>C. coartatus</i> , <i>C. gayi</i> , <i>C. inflatipes</i> , <i>C. obscureolivellus</i> , <i>C. ochraceocoeruleus</i> , <i>C. pallidolamellatus</i> , <i>C. pseudotriumphans</i> , <i>C. olivaceobubalina</i> , <i>Gomphus nothofagorum</i> , <i>Hygrocybe proteus</i> , <i>Paxillus statuum</i> , <i>Ramaria zippelii</i> , <i>Russula major</i> , <i>Setchelliogaster fragile</i> .
<i>N. antarctica</i>	<i>Cortinarius acerbus</i> , <i>C. amoenus</i> , <i>C. argillohygrophanicus</i> , <i>C. bulbosomustellinus</i> , <i>C. carneolus</i> , <i>C. citrinopigmentosus</i> , <i>C. coleopus</i> , <i>C. crystallophorus</i> , <i>C. darwinii</i> , <i>C. dichrous</i> , <i>C. flammuloides</i> , <i>C. geosmus</i> , <i>C. illitus</i> , <i>C. janthinophaeus</i> , <i>C. lazulinus</i> , <i>C. leptocystis</i> , <i>C. magellanicus</i> , <i>C. melleomitis</i> , <i>C. micaceus</i> , <i>C. myxoduracinus</i> , <i>C. obesus</i> , <i>C. obivius</i> , <i>C. ocellatus</i> , <i>C. ochraceocoeruleus</i> , <i>C. parazureus</i> , <i>C. paucicolor</i> , <i>C. peladae</i> , <i>C. perpallidus</i> , <i>C. pseudotriumphans</i> , <i>C. pudorinus</i> , <i>C. rubrobasalis</i> , <i>C. simplex</i> , <i>C. viscovenetus</i> , <i>Dermocybe flavofucata</i> , <i>D. luteostriatula</i> , <i>D. olivaceobubalina</i> , <i>Hygrocybe araucana</i> , <i>Inocybe briggesiana</i> , <i>I. chilensis</i> , <i>I. fuscocinnamomea</i> , <i>Laccaria glaeirinoidea</i> , <i>L. laccata var. gibba</i> , <i>L. laccata var. laccata</i> , <i>Martiella pterospora</i> , <i>Paxillus boletinoides var. boletinoides</i> , <i>P. boletinoides var. leucopus</i> , <i>P. statuum</i> , <i>Setchelliogaster fragilis</i> , <i>Thaxterogaster albocanus</i> , <i>T. magellanicus</i> , <i>Thelephora terrestris</i> , <i>Tricholoma cortinatellum</i> , <i>T. cortinatum</i> , <i>T. inocybiforme</i> .
<i>N. betuloides</i>	<i>Amanita umbrinella</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>C. amoenus</i> , <i>C. austroacutus</i> , <i>C. austroduracinus</i> , <i>C. austrolimonius</i> , <i>C. austrosalor</i> , <i>C. austroturmalis</i> , <i>C. brunneovelatus</i> , <i>C. bulbosomustellinus</i> , <i>C. chlorophanus</i> , <i>C. coartatus</i> , <i>C. coleopus var. coleopus</i> , <i>C. crystallophorus</i> , <i>C. darwinii</i> , <i>C. excruciatius</i> , <i>C. flammuloides</i> , <i>C. fluorescens</i> , <i>C. gayi</i> , <i>C. illitus</i> , <i>C. inflatipes</i> , <i>C. janthinophaeus</i> , <i>C. laetifolius</i> , <i>C. latifolius</i> , <i>C. lazulinus</i> , <i>C. lignyotus</i> , <i>C. limonioides</i> , <i>C. magellanicus</i> , <i>C. melleomitis</i> , <i>C. mesophaeus</i> , <i>C. obivius</i> , <i>C. ocellatus</i> , <i>C. panchrous</i> , <i>C. paradoxus</i> , <i>C. parazureus</i> , <i>C. polyadelphus</i> , <i>C. pseudotriumphans</i> , <i>C. pudorinus</i> , <i>C. scolecinius</i> , <i>C. semiglobatus</i> , <i>C. simplex</i> , <i>C. squamiger</i> , <i>C. subincyboides</i> , <i>C. turpis</i> , <i>Dermocybe oliveoicterina</i> , <i>D. semipellucida</i> , <i>Elasmomyces nothofagi</i> , <i>Hygrocybe araucana</i> , <i>H. proteus</i> , <i>Inocybe briggesiana</i> , <i>I. fuscocinnamomea</i> , <i>Laccaria laccata var. laccata</i> , <i>L. tetraspora</i> , <i>L. tetraspora var. valdiviensis</i> , <i>Martellia pterospora</i> , <i>Paxillus boletinoides var. boletinoides</i> , <i>Porpoloma portentosum</i> , <i>Russula fuegiana</i> , <i>Thaxterogaster albocanus</i> , <i>T. carneoroseous</i> , <i>T. magellanicus</i> , <i>Tricholoma cortinatellum</i> , <i>T. cortinatum</i> , <i>T. fusipes</i> , <i>T. inocybiformes</i> .
<i>N. dombeyi</i>	<i>Amanita diemii</i> , <i>A. gayana</i> , <i>A. umbrinella</i> , <i>Boletus loyita</i> , <i>B. loyo</i> , <i>B. putidus</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>C. albobrunneus</i> , <i>C. albocinctus</i> , <i>C. amoenus</i> , <i>C. argillohygrophanicus</i> , <i>C. austroduracinus</i> , <i>C. austrolimonius var. austrolimonius</i> , <i>C. austrosalor</i> , <i>C. austroturmalis</i> , <i>C. austroturmalis var. innatus</i> , <i>C. austroturmalis var. macrosporus</i> , <i>C. brunneovelatus</i> , <i>C. brunneovelatus var. rugosus</i> , <i>C. bulbosomustellinus</i> , <i>C. carneolus</i> , <i>C. chlorophanus</i> , <i>C. coartatus</i> , <i>C. coleopus var. coleopus</i> , <i>C. dichrous</i> , <i>C. elachus</i> , <i>C. erebius</i> , <i>C. flammuloides</i> , <i>C. illitus</i> , <i>C. inflatipes</i> , <i>C. janthinophaeus</i> , <i>C. lazulinus</i> , <i>C. leptocystis</i> , <i>C. limonioides</i> , <i>C. macilentus</i> , <i>C. magellanicus</i> , <i>C. melleomitis</i> , <i>C. micaceus</i> , <i>C. myxoduracinus</i> , <i>C. nitellinus</i> , <i>C. obscureolivellus</i> , <i>C. obscuroarmenicus</i> , <i>C. ocellatus</i> , <i>C. ochraceocoeruleus</i> , <i>C. pallidolamellatus</i> , <i>C. paucicolor</i> , <i>C. perpallidus</i> , <i>C. pseudotriumphans</i> , <i>C. rubrobasalis</i> , <i>C. scolecinius</i> , <i>C. sericeoochraceus</i> , <i>C. sulphureomyceliatus</i> , <i>C. tephrophyllus</i> , <i>C. teraturgus</i> , <i>C. turpis</i> , <i>C. viscovenetus</i> , <i>C. xiphidipus</i> , <i>Dermocybe flavofucata</i> , <i>D. luteostriatula</i> , <i>D. olivaceobubalina</i> , <i>Gastroboletus valdivianus</i> , <i>Gomphus nothofagorum</i> , <i>Hebeloma sinapizans</i> , <i>Hygrocybe proteus</i> , <i>Paxillus boletinoides var. boletinoides</i> , <i>P. boletinoides var. leucopus</i> , <i>P. statuum</i> , <i>Ramaria zippelii</i> , <i>Russula austrodelica</i> , <i>R. major</i> , <i>Setchelliogaster brunneus</i> , <i>S. fragilis</i> , <i>Thaxterogaster magellanicus</i> , <i>T. violaceum</i> , <i>Tricholoma cortinatellum</i> , <i>T. cortinatum</i> , <i>T. elvirae</i> , <i>T. fagnani</i> , <i>T. fusipes</i> , <i>T. patagonicum</i> .
<i>N. glauca</i>	<i>Cortinarius austroturmalis</i> , <i>C. columbinus</i> , <i>C. elaiotus</i> , <i>C. gracilipes</i> , <i>C. maulensis</i> , <i>C. viridulifolius</i> .

Especie hospedante	Hongo micorrícico asociado
N. leonii	<i>Cortinarius maulensis</i> , <i>C. viridulifolius</i> .
N. nitida	<i>Cortinarius austroacutus</i> , <i>C. austrolimonius</i> , <i>C. brunneovelatus</i> var. <i>brunneovelatus</i> , <i>C. excruciatu</i> , <i>C. geosmus</i> , <i>C. latifolius</i> , <i>C. lazulinus</i> , <i>C. limonioides</i> , <i>C. magellanicus</i> , <i>C. margaritisporus</i> , <i>C. mesophaeus</i> , <i>C. nitellinus</i> , <i>C. obscuoarmeniacus</i> , <i>C. paradoxus</i> , <i>C. phenolicus</i> , <i>C. polyadelphus</i> , <i>C. scolecinus</i> , <i>C. semiglobatus</i> , <i>C. squamiger</i> , <i>C. subconicus</i> , <i>C. subinocyboides</i> , <i>C. suppariger</i> , <i>C. turpis</i> , <i>Dermocybe heterochroma</i> , <i>D. olivaceobubalina</i> , <i>D. olivaceoicterina</i> , <i>D. semipellucida</i> , <i>Inocybe paucigibba</i> , <i>Laccaria tetraspora</i> , <i>L. tetraspora</i> var. <i>peladae</i> , <i>L. tetraspora</i> var. <i>valdiviensis</i> , <i>Paxillus boletinoides</i> var. <i>boletinoides</i> , <i>Tricholoma fusipes</i> .
N. obliqua	<i>Amanita gayana</i> , <i>A. umbrinella</i> , <i>Boletus chilensis</i> , <i>B. loyita</i> , <i>B. loyo</i> , <i>B. putidus</i> , <i>Cortinarius flammuloides</i> , <i>C. subconicus</i> , <i>Gastroboletus valdivianus</i> , <i>Hygrocybe proteus</i> , <i>Paxillus boletinoides</i> var. <i>boletinoides</i> , <i>Porpoloma portentosum</i> , <i>Ramaria valdiviana</i> , <i>Russula austrodelica</i> , <i>R. fuegiana</i> , <i>R. major</i> , <i>Setchelliogaster fragilis</i> , <i>Tricholoma cortinatellum</i> , <i>T. elvirae</i> , <i>T. fusipes</i> .
N. pumilio	<i>Amanita umbrinella</i> , <i>Cortinarius acerbus</i> , <i>C. albobrunneus</i> , <i>C. amoenus</i> , <i>C. argillohygrophanicus</i> , <i>C. austroacutus</i> , <i>C. austroduracinus</i> , <i>C. austrolimonius</i> , <i>C. austroturmalis</i> , <i>C. austroturmalis</i> var. <i>macrosporus</i> , <i>C. brunneovelatus</i> var. <i>brunneovelatus</i> , <i>C. bulbosomustellinus</i> , <i>C. carneolus</i> , <i>C. chlorophanus</i> , <i>C. cinnamophyllus</i> , <i>C. coartatus</i> , <i>C. coleopus</i> var. <i>coleopus</i> , <i>C. crystallophorus</i> , <i>C. darwinii</i> , <i>C. dichrous</i> , <i>C. flammuloides</i> , <i>C. fluorescens</i> , <i>C. fulgineoviolaceus</i> , <i>C. gayi</i> , <i>C. illitus</i> , <i>C. inflatipes</i> , <i>C. janthinophaeus</i> , <i>C. lazulinus</i> , <i>C. lygnyotus</i> , <i>C. melleomitis</i> , <i>C. micaceus</i> , <i>C. myxoduracinus</i> , <i>C. obesus</i> , <i>C. obvius</i> , <i>C. ocellatus</i> , <i>C. panchrous</i> , <i>C. parazureus</i> , <i>C. paucicolor</i> , <i>C. permagnificus</i> , <i>C. perpallidus</i> , <i>C. psammopodioides</i> , <i>C. pseudotriumphans</i> , <i>C. pudorinus</i> , <i>C. rubrobasalis</i> , <i>C. scolecinus</i> , <i>C. simples</i> , <i>C. squamiger</i> , <i>C. subconicus</i> , <i>C. sulphureomyceliatus</i> , <i>C. viscovenetus</i> , <i>C. xiphidipus</i> , <i>C. xylocinnamomeus</i> var. <i>xylocinnamomeus</i> , <i>Dermocybe heterochroma</i> , <i>D. luteostriatula</i> , <i>Elasmomyces nothofagi</i> , <i>Gautieria chilensis</i> , <i>Gymnopaxillus morchellaeformis</i> , <i>Inocybe briggesiana</i> , <i>I. fuscocinnamomea</i> , <i>Laccaria tetraspora</i> , <i>Martellia pterospora</i> , <i>Paxillus boletinoides</i> var. <i>boletinoides</i> , <i>P. statuum</i> , <i>Porpoloma portentosum</i> , <i>Russula fuegiana</i> , <i>Setchelliogaster brunneus</i> , <i>S. fragilis</i> , <i>Thaxterogaster albocanus</i> , <i>T. carneoroseus</i> , <i>T. magellanicus</i> , <i>T. violaceus</i> , <i>Tricholoma cortinatum</i> , <i>T. fagnani</i> , <i>T. fusipes</i> , <i>T. inocybiformes</i> .

11.
BIBLIOGRAFÍA



11.

BIBLIOGRAFÍA

- AGUIAR, I. B. y H. A. MELLO. 1974. Influencia do recipiente na producao de mudas e no desenvolvimento inicial ap.s o plantio no campo, de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden e *Eucalyptus saligna* Smith. Rev. IPEF Nr 8 p:19-40.
- AID. 1990. Forstliches Saat- und Pflanzgut Gewinnung ud Vertrieb. 39p.
- ALBORNOZ, C. y E. FISCHER. 1981. Influencia del tamaño de la semilla de Raulí (*Nothofagus nervosa* (Poepp. et Endl) Oerst.) en el crecimiento inicial y calidad final de plantas. Tesis Ing. Forestal. Fac. de Cs Agrarias, Veterinarias y Forestales, Univ. de Chile. Santiago. 85p.
- ALÍA, R.; N. ALBA; D. AGÚNDEZ y S. IGLESIAS (coord.) 2005. Manual para la comercialización y producción de semillas y plantas forestales. Materiales de base y de reproducción. Serie Forestal. DGB. Madrid. 384p.
- ALVAREZ, I. 1991. Ecología, fisiología e implicaciones prácticas de las ectomicorrizas. En: Olivares, J. y Barea, J.M.: Fijación y movilización biológica de nutrientes. Vol. II. C.S.I.C., Madrid, p: 247-259.
- ARIZALETA, M. y R. PIRE. 2008. Respuesta de plántulas de cafeto al tamaño de la bolsa y fertilización con nitrógeno y fósforo en vivero. Agrociencia 42: 47-55.
- ARNOLD, F.E. 1996. Manual de vivero forestal: Elaborado para algunas especies forestales nativas de la zona templada del Sur de Chile. Documento Técnico CONAF-DED. 123p.
- AFIPA (ASOCIACIÓN NACIONAL DE FABRICANTES E IMPORTADORES DE PRODUCTOS FITOSANITARIOS AGRÍCOLAS A.G.). 1998. Manual fitosanitario 1998-1999. Chile. 425p.
- BARROS, N.F.; R.M. BRANDI; L. COUTO y G.C. REZENDE. 1978. Efeitos de recipientes na sobrevivência e no crescimento de mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill. Ex-maiden, no viveiro e no campo. Revista Árvore, v.2, p:141-151.
- BECERRA, G. 2001. Crecimiento de *Pinus radiata* D. Don. y *Eucalyptus globulus* Labill. bajo distintos tratamientos de aplicación de agua y superabsorbente en el secano interior de la VIII región. Memoria de Título. Universidad de Concepción. Fac. de Cs Forestales, Dpto. Silvicultura. Concepción, Chile.
- BECERRIL, J.J. 1996. Influencia de las claras selvícolas en la producción micológica de masas de *Pinus sylvestris* L. de la provincia de Lleida. Proyecto fin de carrera. E.T.S. d'Enginyeria Agrària. Unniversitat de Lleida.
- BRUNDRETT, M.; N. BOUGUER; B. DELL; T. GROVE y N. MALAJCZUK. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research. Camberra, Australia. 374p.
- CABELLO, L. 1986. Colecta de semillas y producción de plantas en vivero. Programa de Protección y Recuperación de la Flora Nativa de Chile. Documento Técnico CONAF - Universidad de Chile. Santiago. 26p.
- CABELLO, A. y C. DONOSO. 2006. *Peumus boldus*

- (Molina) Johnston. En: Donoso, C. ed. Las Especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina. Autología. Valdivia, Chile. Marisa Cuneo ediciones. p:510-515.
- CABELLO, A. y M.E. CAMELIO. 1996. Germinación de semillas de Maitén (*Maytenus boaria*) y producción de plantas en vivero. Universidad de Chile. Revista Ciencias Forestales 11 (1-2): 3-17.
- CABRERA, R. 1995. Influencia del tamaño inicial de partículas en el proceso de compostación aeróbica de corteza de *Pinus radiata* D. Don. Tesis Ing. Forestal. Fac. de Cs Forestales, Univ. de Concepción. Concepción. 64p.
- CARDON, G.E. y J.J. MORTVEDT. 1994. Salt Affected Soils. Colorado State University Cooperative Extension. Pub. N° 0.503.
- CARRASCO, P. 1998. Técnicas de manejo del riego en viveros forestales. Documento Técnico N° 32. Chile Forestal. 4p.
- CASTELLANO, M.A. y R. MOLINA. 1989. Mycorrhizae. In: Landis, T. D.; R.W. Tinus; S.E. McDonald y J.P. Barnett. The Container Tree Nursery Manual, Volume 5. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service: 101-167.
- CASTILLO, J. y G. MORENO. 2000. Semillas forestales del bosque nativo chileno. Chile. 242p.
- CESAF. sf. Práctico de semillas. 12p.
- CIFUENTES, R. 1995. Asociaciones Micorrízicas en los bosques del centro-sur de Chile. Valdivia, Chile, Tesis. Fac. de Cs Forestales. Univ. Austral de Chile. 96p.
- CZABATOR, F. P. 1962. Germination value: an index combining speed and completeness of pine seed germination. Forest Science 8 (4): 386-396.
- DALZELL, H.; A. BIDDLESTONE; K. GRAY y K. THURAIRAJAN. 1991. Manejo del suelo: producción y uso del composte en ambientes tropicales y subtropicales. Boletín de Suelos de la FAO N° 56.
- DICKSON, A.; A.L. LEAF y I.E. HOSNER. 1960. Quality appraisal of white spruce and white pine seedlings stock in nurseries. Forest Chronicle 36: 10-13.
- DOMÍNGUEZ, S. 1997. La importancia del envase en la producción de plantas forestales. Quercus 134: 34-37.
- DOMÍNGUEZ, S. 2000. Influencia de distintos tipos de contenedores en el desarrollo en campo de *Pinus halepensis* y *Quercus ilex*. Reunión de Coordinación I+D. Fundación CEAM.
- DOMÍNGUEZ, S.; I. CARRASCO; N. HERRERO; L. OCAÑA; L. NICOLÁS y J. PEÑUELAS. 2000. Las características de los contenedores influyen en la supervivencia y crecimiento de las plantas de *Pinus pinea* en campo. Actas del 1 Simposio sobre el Pino piñonero. 2000. Valladolid. Volumen 1: 203-209.
- DOMÍNGUEZ, S.; N. HERRERO; I. CARRASCO; L. OCAÑA y J. PEÑUELAS. 1997. Ensayo de diferentes tipos de contenedores para *Quercus ilex*, *Pinus halepensis*, *Pinus pinaster* y *Pinus pinea*: resultados de vivero. Actas II Congreso Forestal Español. 1997. Pamplona. Mesa 3: 189-194.
- DONOSO, C. 1979. Variación y tipos de diferenciación en poblaciones de roble (*Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.). Bosque 3 (1): 1-14.
- DONOSO, C. 1981. Ecología Forestal. El bosque y su medio ambiente. Valdivia. Editorial Universitaria. Tercera edición. Univ. Austral de Chile. 369p.
- DONOSO, C. 1993. Bosques Templados de Chile y Argentina. Variación, Estructura y Dinámica. Editorial Universitaria, Santiago de Chile. 483p.
- DONOSO, C. 2006. *Nothofagus leonii* Espinosa.

- (*Nothofagus obliqua* x *glauca*). En: Donoso, C. ed. Las Especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina. Autología. Valdivia, Chile. Marisa Cuneo ediciones. p:443-447.
- DONOSO, C. y A. CABELLO. 1978. Antecedentes fenológicos y de germinación de especies leñosas chilenas. Ciencias Forestales 1(2):31-41.
- DONOSO, E. y B. ESCOBAR. 1986a. Germinación de *Gomortega keule* (Mol.) Baillon. Univ. Austral de Chile. Revista BOSQUE 6 (2): 120-122.
- DONOSO, E. y B. ESCOBAR. 1986b. Germinación de las Proteáceas Arbóreas Chilenas. Univ. Austral de Chile. Revista BOSQUE 7 (2): 85-94.
- DONOSO, C.; B. ESCOBAR y M. CORTÉS. 1991a. Técnicas de vivero y plantaciones para Raulí (*Nothofagus nervosa*). Documento Técnico N° 53. Chile Forestal. 8p.
- DONOSO, C.; B. ESCOBAR y M. CORTÉS. 1991b. Técnicas de vivero y plantaciones para Coigüe (*Nothofagus dombeyi*). Documento Técnico N° 55. Chile Forestal. 8p.
- DONOSO, C.; B. ESCOBAR y M. GONZÁLEZ. 1993. Técnicas de vivero y plantaciones para Ulmo (*Eucryphia cordifolia*). Documento Técnico N° 71. Chile Forestal. 8p.
- DONOSO, C.; M. CORTÉS y B. ESCOBAR. 1986. Germinación de semillas y Técnicas de vivero y plantaciones para especies de los tipos forestales de la X Región. Informe de Convenio N° 102. Proyecto CONAF X Región - UACH. 133p.
- DONOSO, C.; M. CORTÉS y B. ESCOBAR. 1992a. Técnicas de vivero y plantación para avellano (*Gevuina avellana*). Doc. Técnico N° 63. Revista Chile Forestal. 8p.
- DONOSO, C.; M. CORTÉS y B. ESCOBAR. 1992b. Técnicas de vivero y plantación para Roble (*Nothofagus obliqua*). Doc. Técnico N° 62. Revista Chile Forestal. 8p.
- DONOSO, P.; C. DONOSO; C. NAVARRO y B. ESCOBAR. 2006. *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. En: Donoso, C. ed. Las Especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina. Autología. Valdivia, Chile. Marisa Cuneo ediciones. p:423-432.
- DONOSO, P.; C. DONOSO; L. GALLO; M.M. AZPILICUETA; A. BALDINI y B. ESCOBAR. 2006. *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst. En: Donoso, C. ed. Las Especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina. Autología. Valdivia, Chile. Marisa Cuneo ediciones. p:471-485.
- DONOSO, P.; M. GONZÁLEZ; B. ESCOBAR; I. BASSO y L. OTERO. 1999. Viverización y plantación de Raulí, Roble y Coigüe en Chile. p: 177-241. En: Donoso, C. y A. Lara, Editores. Silvicultura de los Bosques Nativos de Chile. 421p.
- DUMROESE, R.; T. LANDIS y D. WENNY. 1998. Raising forest tree, seedling at home: Simple methods for growing conifers of Pacific Northwest from seeds. Moscow, Idaho: University of Idaho. Idaho Forest, Wildlife, and Range Experiment Station. Contribution N° 860. 56p.
- DURYEA, M.L. y T. LANDIS. 1984. Forest nursery manual: production of bareroot seedlings. The Hage, The Netherlands. Martinus Nijhoff/Junk Publishers. 386p.
- EPSTEIN. E. 1972. Mineral Nutrition of Plants: Principles and Perspectives. John Wiley and Sons. NY. 412p.
- ESCOBAR, R. 1990. Análisis de algunos elementos básicos involucrados en la producción artificial de plantas de especies nativas. Bosque 11 (1): 3-9.
- ESCOBAR, R. 1995. Apuntes de Viveros Forestales. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Concepción-Chile. No publicados.
- ESCOBAR, R. 1999. Nutrición y fertilización en

- viveros forestales. Revista Agroanálisis Forestal. p:9-11.
- ESCOBAR, R. 2007. Manual de viverización. *Eucalyptus globulus* a raíz cubierta. Proyecto Innova Chile – INFOR. Instituto Forestal, Concepción, Chile. 229p.
- FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 1991. Guía para la Manipulación de las Semillas Forestales. Estudio FAO Montes 20/2. Roma, Italia. 502 p. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/006/AD232S/ad232s00.htm> (Revisado 13-04-09).
- FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 1998. Productos Forestales No Madereros en Chile. Dirección de Productos Forestales, FAO, Roma Oficina Regional de la FAO para América Latina y El Caribe. Santiago, Chile. Disponible en: http://www.Fao.Org/Docrep/T2368s/T2368s02.Htm#*2 (Revisado 17-02-09).
- FIGUEROA, J. 2000. Aspectos ecológicos de la germinación en especies del bosque templado-húmedo del sur de Chile. *Chloris Chilensis* N° 2, Año 3. Disponible en: <http://www.chlorischile.cl/> (Revisado 18-04-09).
- FIGUEROA, J. y F. JAKSIC. 2004. Latencia y banco de semillas en plantas de la región mediterránea de Chile central. *Revista Chilena de Historia Natural* 77:201-215.
- FIGUEROA, J.; J. ARMESTO y J. HERNÁNDEZ. 1996. Estrategias de germinación y latencia de semillas en especies del bosque templado de Chiloé, Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 69:243-251.
- FOLLET, R.H. y P.N. SOLTANPOUR. 1999. Irrigation water quality criteria. Colorado State University Cooperative Extension. Pub. N° 0.506.
- FONSECA, E. P.; S. V. VALERI; E. MIGLIORANZA; N. A. N. FONSECA y L. COUTO. 2002. Padrão de qualidade de mudas de *Trema micrantha* (L.) Blume, produzidas sob diferentes períodos de sombreamento. *Rev. Árvore*. vol.26, N°4 p.515-523. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_pdf&pid=S0100-67622002000400015&lng=en&nrm=iso&tlng=pt (Revisado 17-03-09).
- FOUCARD J.C. 1997. Viveros de la producción a la plantación. Ediciones Mundi-prensa.439p.
- FRANCOIS, L.E. y E.V. MAAS. 1993. Crop response and management on salt affected soils. USDA-Riverside, California. In: Handbook of Plant and Crop Stress. M. Pessarackle.
- FUENTES, M. 2001. Germinación de semillas de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. bajo distintas temperaturas y regímenes de aplicación. *Mem. Ing. Forestal*. Depto. Silvicultura. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Concepción. Concepción-Chile. 46p.
- GALIUSI, E. 2006. Los tipos producciones de un vivero forestal. *Boletín de Divulgación Técnica* N°8 Septiembre 2006. Área Dendrología, Fac. de Cs Agrarias y Forestales, UNLP. Argentina. 6p.
- GARCÍA, J. 1991. Manual de Repoblaciones Forestales. Tomo I. Esc. Técnica Superior de Ingenieros de Montes. Fund. Conde del Valle de Salazar. Madrid-España. 794p.
- GARCÍA, J. 1995. Manual de Repoblaciones Forestales. Tomo II. Escuela Técnica Superior de Ingeniero de Montes, Madrid, España. 917 p.
- GARCÍA, M.A. 2007. Importancia de la calidad del plantín forestal. XXII Jornadas Forestales de Entre Ríos. Concordia, octubre de 2007. II-1 a II-10.
- GARRIDO, F. 1981. Los sistemas silviculturales aplicables a los bosques nativos chilenos. *Doc. de Trabajo* N° 39. CONAF/PNUD/FAO. FO: DP/CHI/76/003. Santiago-Chile. 113p.
- GARRIDO, N. 1982. Ectomicorizas de *Pinus radiata* D. Don. Aspectos nutricionales. *Conclave sobre*

- fertilización de Pino insigne. Forestal Celco Ltda. Constitución 15-16 enero 1982. s/p.
- GARRIDO, N. 1986. Survey of ectomycorrhizal fungi associated with exotic forest trees in Chile. Berlin - Stuttgart. Nova Hedwigia 43. 3-4. 423-442.
- GARRIDO, N. 1988. Agaricales *s.l.* und ihre Mykorrhizen in den *Nothofagus* - Wäldern Mittelchiles. Berlin - Stuttgart. Bibliotheca Mycologica. Band 120.
- GODOY, R. y R. MAYR. 1989. Composition and distribution of pteridological flora of the continental and insular Chile. Nova Hedwigia. 48(3-4): 437-453.
- GONZÁLEZ, G. 1993. Sanidad y control de malezas en viveros forestales. Actas seminario CORMA- Univ. Católica de Temuco. Octubre 1 y 2 de 1993.
- GONZÁLEZ, G. y A. OPAZO. 2002. Enfermedades fungosas y otras. En: BALDINI, A. y L. PANCEL (eds.). Agentes de daño en el bosque nativo. Editorial Universitaria. Santiago, Chile.
- GROSSE, H. y M. PINCHEIRA. 1998. Efectos del Tamaño de Contenedor en el Desarrollo de Plantaciones de Raulí (*Nothofagus nervosa* Poepp. Et Endl.). Trabajo Presentado al Primer Congreso Latinoamericano IUFRO. Valdivia, Chile. 14p.
- HARLEY, J.L. y S.E. SMITH. 1983. Mycorrhizal Simbiosis. Academia Press. London. 483p.
- HARTMANN, H. y D. KESTER. 1977. Propagación de plantas. Principios y Prácticas. Continental. México. 810p.
- HARTMANN, H. y D. KESTER. 1988. Propagación de Plantas. México D.F. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. 760p.
- HECHENLEITNER, P.; M. GARDNER; P. THOMAS; C. ECHEVERRÍA; B. ESCOBAR; P. BROWNLESS y C. MARTÍNEZ. 2005. Plantas Amenazadas del Centro-Sur de Chile. Distribución, Conservación y Propagación. Primera Edición. Universidad Austral de Chile y Real Jardín Botánico de Edimburgo. 188p.
- HERNÁNDEZ, R. 2007. Análisis de un cultivo de plantas 1-0 de *Laurelia sempervirens*, *Persea lingue* y *Weinmannia trichosperma* con dos tipos de fertilización en dos épocas de siembra. Trab. Ing. Forestal. Fac. de Cs. Forestales. Univ. Austral de Chile. Valdivia-Chile. 62p.
- HOFFMANN, A. 1994. Flora Silvestre de Chile. Árboles, arbustos y enredaderas leñosas. 3ª Edición revisada. 258p.
- HOFFMANN, A. 1995. Flora silvestre de Chile. Zona Central. 3ª edición. Fund. Claudio Gay. Santiago-Chile. 255p.
- HONRUBIA, M. 1995. Micorrización. Pp: 167-183. En: Producción de plantas forestales. José Fco. Ballester - Olmos y Anguis (ed.) Documento de Trabajo. U. Politécnica de Valencia. Depto. de Producción Vegetal. Escuela Universitaria de Ingeniería. Técnica Agrícola de Valencia. 218p.
- HUNT G.A. 1990. Effect of styroblock design and copper on morphology of conifer seedlings. En: Rose, R., S. J. Campbell y T. D. Landis (eds.). Proceedings, Western Forest Nursery Association; 1990 August 13-17; Roseburg, OR. General Technical Report RM-200. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station: 218-222. Disponible en: <http://www.fcanet.org/proceedings/1990/hunt.pdf> (revisado 1-04-09).
- HUSS, E. 1998. Producción de plantas de *Eucalyptus globulus* (labill) en sustratos de corteza compostada y aserrín. Tesis Ing. Forestal. Valdivia. Fac. de Cs Forestales. Univ. Austral de Chile. Valdivia. 56p.
- INFOR (INSTITUTO FORESTAL). 2009. Anuario

- 2008: Boletín Estadístico 121. Proyecto Sistema Nacional de Información Forestal. Editado Alvarz V., Pardo, E. Soto D. Avila, A. 167p.
- INFOR-CONAF (INSTITUTO FORESTAL – CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL). 1998a. Monografía Lengua (*Nothofagus pumilio*). Proy. CONAF-INFOR-FIA Potencialidad de especies y sitios para una diversificación silvícola nacional. Santiago-Chile. 109p.
- INFOR-CONAF (INSTITUTO FORESTAL – CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL). 1998b. Monografía Raulí (*Nothofagus alpina*). Proy. CONAF-INFOR-FIA Potencialidad de especies y sitios para una diversificación silvícola nacional. Santiago-Chile. 112p.
- INFOR-CONAF (INSTITUTO FORESTAL – CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL). 1998c. Monografía Canelo (*Drymis winteri*). Proy. CONAF-INFOR-FIA Potencialidad de especies y sitios para una diversificación silvícola nacional. Santiago-Chile. 65p.
- INFOR-CONAF (INSTITUTO FORESTAL – CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL). 1998d. Monografía Coigüe (*Nothofagus dombeyi*). Proy. CONAF-INFOR-FIA Potencialidad de especies y sitios para una diversificación silvícola nacional. Santiago-Chile. 134p.
- INFOR-CONAF (INSTITUTO FORESTAL – CORPORACIÓN NACIONAL FORESTAL). 1998e. Monografía Roble (*Nothofagus obliqua*). Proy. CONAF-INFOR-FIA Potencialidad de especies y sitios para una diversificación silvícola nacional. Santiago-Chile. 112p.
- INN (INSTITUTO NACIONAL DE NORMALIZACIÓN). 2004. Norma Chilena de Compost 2880-2004 (NCh 2880-2004), Compost -Clasificación y Requisitos, 23p.
- INN (INSTITUTO NACIONAL DE NORMALIZACIÓN). 2006. Norma Chilena Oficial. NCh 2957/5.Of2006. Material de propagación de uso forestal. Parte 5.
- Requisitos generales para Raulí. 1ra ed. Santiago, Chile. 3p.
- ISTA (INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION). 1996. International rules for seed testing. Seed Sci. Technol., 24: supplement.
- IPINZA, R. y M. SERRANO. 1982. Micorrización artificial sobre pino insigne en la Estación Experimental Pantanillo - Las Brisas (VII Región). Esc. de Cs. Forestales. Univ. de Chile. Ciencias Forestales v. 2. n. 2 p: 77-93.
- IPINZA, R.; B. GUTIÉRREZ y V. EMHART. 1997. Áreas Productoras de Semilla (II parte): Estrategia probada y rápida. Artículo Técnico. Chile Forestal.
- JARA, L. 1997. Secado, procesamiento y almacenamiento de semillas forestales. CATIE. 139p.
- KRÜSSMANN, G. 1981. Die Baumschule. Ein praktisches Handbuch f.r Anzucht, Vermehrung, Kultur und Absatz der Baumschulepflanzen. Verlag Paul Parey. Berlin. 656p.
- LAMOND, R.E. y D.A. WHITNEY. 1992. Management of Saline and Sodic Soils. Kansas State University Coopeartive Extension Service. MF-1022.
- LAMPRECHT, H. 1990. Silvicultura en los trópicos. Edición en español: Deutsche Gessellschaft f.r Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH. Eschborn, Alemania. 335p.
- LANDIS, T.D.; R.W. TINUS; S.E. MCDONALD y J.P. BARNETT. 1989. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor. Volumen 4: Fertilización y Riego. Capitulo 2. Riego y Manejo del agua. Pp 72-126. Agric. Handbk. 674. Washington, DC. U.S. Department of Agriculture, Forest Service.
- LANDIS, T.D.; R.W. TINUS; S.E. MCDONALD; J.P. BARNETT y R. NISLEY. 1995. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales

- en Contenedor. Volumen 1: Planeación, Establecimiento y Manejo del Vivero. USDA Forest Service, Manual Agrícola 674. 191p.
- LAVANDEROS, A. y C. DOUGLAS. 1985a. Técnicas para el establecimiento de un vivero forestal y producción de plantas (I Parte). Documento Técnico N° 7. Chile Forestal. 9p.
- LAVANDEROS, A. y C. DOUGLAS. 1985b. Técnicas para el establecimiento de un vivero forestal y producción de plantas (II Parte y Final). Documento Técnico N° 8. Chile Forestal. 8p.
- LE QUESNE, C. y R. MEDINA. 1998. Germinación y viverización de *Pitavia punctata* Mol., Rutaceae endémica de Chile en estado crítico de conservación. *Bosque* 19: 101-110.
- LÓPEZ, J. 1979. Semillas Forestales. Biología, mejoramiento cosecha, procesamiento, pretratamientos y análisis de semilla. Suplemento Chile Forestal. 11p.
- LÓPEZ, J. 1983. Algunos antecedentes técnicos sobre producción de semillas y técnicas de vivero para Raulí (*Nothofagus nervosa* (Poepp. et Endl.) Oerst.). Boletín Técnico N° 1. CONAF. 32p.
- LÓPEZ, J.; G. JIMÉNEZ y B. REYES. 1986a. Algunos antecedentes sobre cosecha, procesamiento y viverización de varias especies nativas (I Parte). Documento Técnico N° 14. Chile Forestal. 4p.
- LÓPEZ, J.; G. JIMÉNEZ y B. REYES. 1986b. Algunos antecedentes sobre cosecha, procesamiento y viverización de varias especies nativas (II Parte y Final). Documento Técnico N° 15. Chile Forestal. 8p.
- MARTÍNEZ, F. 1999. Importancia de los aprovechamientos micológicos: El ejemplo del monte Pinar Grande (Soria). Disponible en: http://www.casadelatierra.com/aprov_micologicos.pdf
- MAY, J.T. 1984. Southern Pine Nursery Handbook. USDA-Forest Service, Atlanta, Georgia. USA.
- MENGEL, K. y E.A. KIRKBY. 1987. Principles of plant nutrition. International Potash Institute. Bern, Switzerland. Fourth Edition. 687p.
- MESÉN, F.; A. GUEVARA y M. JIMÉNEZ. 1996. Guía técnica para la producción de semilla forestal certificada y autorizada. Serie Técnica Manual Técnico N° 20. CATIE. Turrialba-Costa Rica. 35p.
- MOLINA, M.; B. GUTIÉRREZ; O. ORTIZ; J.C. PINILLA; R. IPINZA; A. SOTOMAYOR; A. BELLO; M. NAVARRETE; H. SOTO; J. ACEVEDO; L. SOLIS; A. ÁVILA; H. LISBOA; V. PETERMANN; Y. FUENTEALBA; G. CLASING y F. LEIVA. 2007. Estrategia para la producción de semilla mejorada. Disponibilidad actual de semilla mejorada de las especies prioritarias para la diversificación forestal del país. Proy. SAG-INFOR. Fondo de mejoramiento del patrimonio sanitario.
- MONTOYA, J. y M. CÁMARA. 1996. La planta y el vivero forestal. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 127p.
- MORALES, R.; A. AVARIA; P. GALLARDO; P. ALZUGARAY y P. DÍAZ. 1998. Técnicas para producir plantas forestales en Aysén. Documento Técnico. Instituto Forestal. 28p.
- MORCILLO, M. 2000. Ectomicorrizas. *Revista Terralia*. Vol.4 N° 16 p:22-25.
- MORENO, G. y C. RAMÍREZ DE ARELLANO. 1976. Ensayo de algunas técnicas para la producción en vivero de plántulas de Roble *Nothofagus obliqua* (Mirb. et Oerst.) y Raulí *Nothofagus alpina* (Poepp. et Endl.) Oerst. Tesis Ing. Forestal. Depto. Silvicultura. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Chile. Santiago-Chile. 137p.
- MUÑOZ, M. y M. SERRA. 2006. Documento de Trabajo. Estado de Conservación de las Plantas de Chile. MNHN-CONAMA. Con edición y comentarios de Reinaldo Avilés en nombre del

- Comité de Clasificación de Especies Silvestres (2007). Disponible en: http://www.conama.cl/clasificacionespecies/Anexo_tercer_proceso/Nothofagus_glauca.doc (revisado 6-1-2009).
- MUÑOZ, R. 1991. Caracterización del hábitat de *Pitavia punctata* (R. et P.) Mol., a través de su distribución geográfica y algunos antecedentes de su reproducción sexuada y asexuada. Tesis Ing. Forestal. Fac. de Cs Agronómicas, Veterinarias y Forestales. Univ. de Concepción. Concepción, Chile. 78p.
- NAVARRO, R. y J. PEMÁN. 1997. Apuntes de producción de planta forestal. Universidad de Córdoba. Córdoba, España. 266p.
- OCAÑA, L. 1995. Viverística de las principales especies forestales arbóreas en España. En: Ballester-Olmos, J. 1995. Producción de Plantas Forestales. Departamento de Producción Vegetal. Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Agrícola. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. 218p.
- OLIVARES, P.; J. SAN MARTÍN y R. SANTELICES. 2005. Ruil (*Nothofagus alessandrii*): Estado del conocimiento y desafíos para su conservación. Departamento de Protección de Recursos Naturales, Comisión Nacional del Medio Ambiente, Región del Maule. Talca, Chile. 55p.
- ORDOÑEZ, A. 1987. Germinación de las tres especies de *Nothofagus* siempreverdes (Coigües), y variabilidad en la germinación de procedencias de Coigüe común (*Nothofagus dombeyi* (Mirb) Oerst). Tesis Ing. Forestal. Fac. de Cs Forestales. Univ. Austral de Chile. Valdivia. 134p.
- ORELLANA, C. 1996. Efecto del ácido giberélico (GA3) sobre la germinación de semillas de Queule (*Gomortega keule* (Mol.) Baillon). Tesis Ing. Forestal. Esc. de Ing. Forestal. Fac. de Recursos Naturales. Univ. de Talca. Talca-Chile. 81p.
- PARRA, P.; M. GONZÁLEZ; J.C. VALENCIA y J. FAUNDEZ. 2001. Sanidad en Viveros de *Eucalyptus*. Proyecto "Certificación Sanitaria de Productos Forestales Primarios de Exportación". CORFO-INFOR. Santiago, Chile. 86p.
- PATIÑO, F.; P. DE LA GARZA; Y. VILLAGOMEZ; I. TALAVERA y F. CAMACHO. 1983. Guía para la recolección y manejo de semillas de especies forestales. México D.F. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. Subsecretaría Forestal. Boletín Divulgativo N° 63. 181p.
- PEÑUELAS, J. 1995. Medios de Producción: Sustratos y contenedores. En: Ballester-Olmos, J. 1995. Producción de Plantas Forestales. Departamento de Producción Vegetal. Escuela Universitaria de Ingeniería Técnica Agrícola. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España. 218p.
- PEÑUELAS, J. y L. OCAÑA. 1994. Cultivo de plantas forestales en contenedor. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, España. 190p.
- QUEZADA A. 2000. Comunicación personal. Vivero Proplantas.
- QUIROZ, I.; L. FLORES; M. PINCHEIRA y A. VILLARROEL. 2001. Manual de viverización y plantación de especies nativas. Proy. FDI-INFOR Técnicas silvícolas y genéticas para cuatro especies nativas de interés comercial. Valdivia-Chile. 159p.
- REYNA, S. 2000. La trufa, truficultura y selvicultura trufera Ed. Mundi-Prensa. Madrid. 229 pp. ISBN 84-7114-891-9.
- ROSE, R.; T. BIRCHLER; M. PARDOS y A. ROYO. 1998. La Plántula Ideal: Producción de Plántulas de Calidad para Mejorar el Comportamiento de las Plantaciones. Artículo sin editar. 40p.
- SAAVEDRA, C. P. 2004. Comparison between seed pretreatments of three endemic *Nothofagus* of Mediterranean Chile. Forest Genetic Resources

- (FAO). 1020-4431, (N° 31) p:64-65.
- SALDÍAS, P. 2004. Análisis comparativo de la germinación de dos fuentes de semillas de Pitao (*Pitavia punctata* (R. et P.) Mol.) de la IX Región. Tesis Ing. Forestal. Esc. de Cs Forestales. Fac. de Cs Agropecuarias y Forestales. Univ. Católica de Temuco. Temuco, Chile. 49p.
- SÁNCHEZ, V. 1987. Esquema de acondicionamiento en plantas de *Eucalyptus globulus* Labill. ssp. *globulus* 1/0 producidas a raíz desnuda. Tesis Ing. For. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Concepción. Chillán, Chile. 86p.
- SANDOVAL, A. y A. STUARDO. 2000. Compost: una buena alternativa de sustrato. Notas del Centro Productor de Semillas de Árboles Forestales CESAF – Chile N° 13. Disponible en: <http://www.cesaf.uchile.cl/cesaf/n13/2.html> (revisado 06-01-09).
- SANDOVAL, A. y P. ORELLANA. 1999. Número de semillas por kilogramo de especies nativas analizadas en el Centro de Semillas de Árboles Forestales. Universidad de Chile. Notas Cesaf N° 8: 10-11 pp. Disponible en: <http://www.cesaf.uchile.cl/cesaf/n8/6.htm> (revisado 06-01-09).
- SANTELICES, R.; C. DONOSO y A. CABELLO. 2006. *Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser. En: Donoso, C. ed. Las Especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina. Autología. Valdivia, Chile. Marisa Cuneo ediciones. p:433-442.
- SANTELICES, R.; L. HERRERA y J. OSORES. 1995. Cultivo en vivero del hualo (*Nothofagus glauca* (Phil.) Krasser) bajo diferentes gradientes de luminosidad y espaciamento. Univ. de Chile. Revista Ciencias Forestales. 10 (1-2): 13-15.
- SEMPERE, F. y P. SANTAMARINA. 2001. La aplicación de las micorrizas. Revista Agrícola Vergel. N°232. Abril 2001. p: 198-201.
- SERRA, M. T. 2006. Apuntes Botánica Aplicada Forestal Angiospermas (Magnoliophytas). Subclase 2. Hamameliidae. Depto. de Silvicultura. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Chile. Disponible en: https://www.ursos.cl/forestal/2008/2/CB007/1/material_alumnos/objeto/1075 (revisado 20-02-09)
- SHAFER, J. 1988. Inoculación en presiembra de plántulas de *Nothofagus nervosa* con tres especies ectomicorrícicas. Tesis Ing. Forestal. Fac. de Cs Forestales. Univ. Austral de Chile. Valdivia. 39p.
- SINGER, R. 1971. Forest mycology and forest communities in South America. II.- Mycorrhizal Sociology and fungus succession. In: Hascskaylo, R.(ed.). Proc. Of the first. North American conference of Mycorrhizae. Dep. Agric. Forest. Serv. USA Mins. Publ. 1189:204-215.
- SINGER, R. y J. MORELLO. 1960. Ectotrophic. Forest tree mycorrhizae and forest communities. Ecology, 41(3):549-551.
- SINGER, R. y M. MOSE. 1965. Forest mycology and forest communities in South America. I.- The early fall aspect of the mycoflora of the Cordillera Pelada (Chile), with a Mycogeographic analysis and conclusión regarding the heterogeneity of the Valdivia Floral district. Mycopathol. Et Mycol. 24(2-3):129-191.
- STARK, D. 2007. Enciclopedia de la Flora Chilena. Disponible en: http://www.florachilena.cl/Niv_tax/Angiospermas/Ordenes/Sapindales/Rutaceae/Pitavia%20punctata/Pitavia%20punctata.htm (revisado 22-09-08).
- STEVENS, F. 1996. Germinación de semillas de lenga (*Nothofagus pumilio* (Poepp. et Endl.) Krasser), coihue de Magallanes (*Nothofagus betuloides* (Mirb.) Oerst.) y ñirre (*Nothofagus antártica* (G. Forster) Oerst.), a diferentes temperaturas y regímenes de aplicación. Mem. Ing. Forestal. Depto. Silvicultura. Fac. de Cs Forestales. Univ. de Concepción. Concepción-Chile. 79p.
- SUBIRI, M. 1997. Técnicas de propagación por

- semillas y de producción de plantas en vivero de *Nothofagus obliqua* de tres procedencias. Mem. Ing. Forestal. Depto. de Silvicultura. Esc. de Cs Forestales. Fac. de Cs Agrarias y Forestales. Univ. de Chile. 132p.
- TINUS, R. W. y S. E. MCDONALD. 1979. How to grow tree seedlings in containers in greenhouses. General Technical Report RM-60. U.S. Department of Agricultural. Forest Service. USA. 256p.
- TORAL, M. 1997. Concepto de calidad de plantas en viveros forestales. Documento Técnico N°1. Programa de Desarrollo Forestal Integral de Jalisco, SEDER- Fundación Chile. Consejo Agropecuario de Jalisco, México.
- TORO, J. y I. QUIROZ. 2007. Fertilización de *Eucalyptus globulus* producidos en contenedores. Proyecto Innova Chile – INFOR. Instituto Forestal, Concepción, Chile. 96p.
- TRAPPE, J. 1977. Selection of fungi for ectomyorrhizal inoculation in nurseries. *Ann. Rev. Phytopathol.*; 15: 203-222.
- UICN (UNIÓN INTERNACIONAL PARA LA CONSERVACIÓN DE LA NATURALEZA). 2001. Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN, Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido. 33p.
- VALENZUELA, E. y H. PEREDO. 1989. Nuevas determinaciones micológicas de importancia forestal en Chile. *Boletín micológico* 4(3):149-153.
- VARNERO, MT.; C. ROJAS y R. ORELLANA. 2007. Índices de fitotoxicidad en residuos orgánicos durante el compostaje. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal.* 7 (1): 28-37. Disponible en: <http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-27912007000100003&script=sciarttext>
- VASCO, F. 2003. Aspectos Biológicos de la Unión Hongo-Planta (Micorrizas). *Boletín de ARBA.* N°12. p:27-30.
- VÁSQUEZ, A 2001. Silvicultura de Plantaciones Forestales en Colombia. Universidad del Tolima. Facultad de Ingeniería Forestal. Ibagué – Tolima. Capítulo 1. Semillas. Pp. 5-50. Disponible en: <http://ut.edu.co/fif/0941/documentos/LIBRO%20ARMANDO%20VASQUEZ/CAP1.DOC>.
- WEBER, S. 2004. Estado de desarrollo de *Nothofagus alessandrii* Espinosa, *Nothofagus glauca* (Phil.) Korner y *Nothofagus leonii* Espinosa ex-situ, en Valdivia. Tesis para optar al Título Profesional de Ingeniero Forestal. Fac. de Cs Forestales. Univ. Austral de Chile.